

Université de Sherbrooke

**Intégration de détecteurs plastiques à scintillation aux dosimètres à gel de polymère  
pour l'obtention de mesures de doses radiatives calibrées en trois dimensions**

Par  
Nicolas Tremblay  
Département de Médecine nucléaire et radiobiologie

Mémoire présenté à la Faculté de médecine et des sciences de la santé  
en vue de l'obtention du grade de maître ès sciences (M.Sc.)  
en Sciences des radiations et imagerie biomédicale

Sherbrooke, Québec, Canada  
janvier 2011

Membres du jury d'évaluation  
Martin Lepage; Sciences des radiations et imagerie biomédicale  
Rachel Bujold; Sciences des radiations et imagerie biomédicale  
Daniel Houde; Sciences des radiations et imagerie biomédicale  
Luc Beaulieu; Département de physique, génie physique et d'optique, Faculté des sciences et  
de génie, Université Laval  
L. John Schreiner; Department of Physics, Engineering Physics & Astronomy, Faculty of  
Engineering and Applied Science, Queen's University



Library and Archives  
Canada

Published Heritage  
Branch

395 Wellington Street  
Ottawa ON K1A 0N4  
Canada

Bibliothèque et  
Archives Canada

Direction du  
Patrimoine de l'édition

395, rue Wellington  
Ottawa ON K1A 0N4  
Canada

Your file Votre référence

ISBN: 978-0-494-83766-5

Our file Notre référence

ISBN: 978-0-494-83766-5

**NOTICE:**

The author has granted a non-exclusive license allowing Library and Archives Canada to reproduce, publish, archive, preserve, conserve, communicate to the public by telecommunication or on the Internet, loan, distribute and sell theses worldwide, for commercial or non-commercial purposes, in microform, paper, electronic and/or any other formats.

The author retains copyright ownership and moral rights in this thesis. Neither the thesis nor substantial extracts from it may be printed or otherwise reproduced without the author's permission.

**AVIS:**

L'auteur a accordé une licence non exclusive permettant à la Bibliothèque et Archives Canada de reproduire, publier, archiver, sauvegarder, conserver, transmettre au public par télécommunication ou par l'Internet, prêter, distribuer et vendre des thèses partout dans le monde, à des fins commerciales ou autres, sur support microforme, papier, électronique et/ou autres formats.

L'auteur conserve la propriété du droit d'auteur et des droits moraux qui protègent cette thèse. Ni la thèse ni des extraits substantiels de celle-ci ne doivent être imprimés ou autrement reproduits sans son autorisation.

---

In compliance with the Canadian Privacy Act some supporting forms may have been removed from this thesis.

While these forms may be included in the document page count, their removal does not represent any loss of content from the thesis.

Conformément à la loi canadienne sur la protection de la vie privée, quelques formulaires secondaires ont été enlevés de cette thèse.

Bien que ces formulaires aient inclus dans la pagination, il n'y aura aucun contenu manquant.

Canada

*À toute ma famille,  
pour leur support, leur amour et leur patience.*

# **Intégration de détecteurs plastiques à scintillation aux dosimètres à gel de polymère pour l'obtention de mesures de doses radiatives calibrées en trois dimensions**

Par

Nicolas Tremblay

Département de médecine nucléaire et radiobiologie

Mémoire présenté à la Faculté de médecine et des sciences de la santé en vue de l'obtention du diplôme de maître ès sciences (M.Sc.) en sciences des radiations et imagerie biomédicale, Faculté de médecine et des sciences de la santé, Université de Sherbrooke, Sherbrooke, Québec, Canada, J1H 5N4.

Les gels de polymère sont des dosimètres chimiques à l'intérieur desquels une réaction de polymérisation est induite par les radiations en fonction de la dose. Ces dosimètres ont la particularité de pouvoir donner des distributions de doses en trois dimensions. Ce type de mesure pourrait être particulièrement utile dans le contexte où, en radiothérapie moderne, les distributions de doses incluent souvent de forts gradients et deviennent de plus en plus complexes. Cependant, les gels de polymères ne s'avèrent toujours pas une méthode de mesure exacte, puisque divers facteurs, parfois difficilement contrôlables, peuvent influencer la polymérisation.

Le but principal des expérimentations décrites dans ce mémoire est de trouver une méthode de calibration pouvant améliorer l'exactitude des gels de polymère. L'approche préconisée ici consiste à mesurer des points de dose de référence à l'intérieur des gels durant les irradiations et à les utiliser comme points de calibration. Pour ce faire, les détecteurs plastiques à scintillation (PSD) s'avèrent un choix judicieux, puisqu'ils sont petits, équivalents à l'eau et assez précis et exacts pour être une référence fiable.

Dans un premier temps, un montage de détecteurs plastiques à scintillation a été fabriqué et caractérisé. Le montage et les logiciels d'analyse ont ensuite été validés par des mesures de rendement en profondeur faites avec un appareil au cobalt-60 en utilisant la déconvolution chromatique comme méthode de calibration.

Des PSD ont ensuite été insérées dans des dosimètres à gel de polyacrylamide (PAG) qui sont ensuite irradiés à l'aide de champs radiatifs filtrés. Des fioles de calibrations contenant du gel provenant de la même recette ont également été irradiées pour obtenir une courbe de calibration dite standard. La distribution des valeurs de vitesses de relaxation nucléaire transverse ( $R_2$ ) a été déterminée à partir d'une séquence multi-échos et multicouches faite à l'imagerie par résonance magnétique. D'autres points de calibrations furent obtenus en assignant la valeur de  $R_2$  autour des PSD à la valeur de la dose qu'elles ont mesurée. Un point de calibration provenant d'une fibre située dans une région à faible gradient de dose fut utilisé pour corriger la courbe calibration standard, générant trois nouvelles courbes de calibration. Les mesures de dose obtenues avec toutes les courbes de calibration ont ensuite été comparées à des simulations du logiciel de planification de traitement Pinnacle<sup>3</sup> et à des mesures prises avec des films radiochromiques (GAFCHROMIC<sup>TM</sup> EBT2) dans les mêmes conditions que le gel.

**Mots clés :** Dosimétrie, gel, polymère, détecteur, scintillation, calibration, radiothérapie, imagerie par résonance magnétique

## Table des matières

|  |     |
|--|-----|
| Table des matières .....   | IV  |
| Liste des tableaux .....   | V   |
| Liste des illustrations .....  | VI  |
| Liste des sigles, abréviations et symboles .....   | X   |
| Chapitre I : Introduction .....  | 1   |
| 1.1 Mise en contexte .....   | 1   |
| 1.2 Les détecteurs plastiques à scintillation .....  | 3   |
| 1.2.1 Les scintillateurs plastiques .....  | 4   |
| 1.2.2 Effet Cerenkov .....   | 4   |
| 1.2.3 Techniques de filtration de l'effet Cerenkov et calibration .....  | 5   |
| 1.2.4 Bruits liés aux caméras CCD .....  | 8   |
| 1.3 Dosimétrie à gel de polymère de polyacrylamide .....   | 10  |
| 1.3.1 Historique des gels de polyacrylamide .....  | 10  |
| 1.3.2 Chimie des gels de polyacrylamide .....  | 11  |
| 1.3.3 Méthodes de mesure .....   | 14  |
| 1.3.4 Calibration des gels de polyacrylamide .....   | 15  |
| 1.4 Caractérisation et validation du montage .....   | 16  |
| 1.4.1 Matériels et méthodes .....  | 16  |
| 1.4.2 Caractérisation de la caméra CCD .....   | 20  |
| 1.4.3 Vérification de la validité du montage à détecteurs plastiques à<br>scintillation .....                  | 27  |
| 1.4.4 Caractérisation du montage à gels de polymères .....   | 31  |
| Chapitre II 33   |     |
| Accurate calibration of a polymer gel dosimeter with a plastic scintillation detector .....                    | 36  |
| ACKNOWLEDGMENTS .....  | 54  |
| Chapitre III : Discussion et conclusion .....  | 58  |
| Remerciements .....  | 67  |
| Liste de références .....  | 68  |
| Annexe 1 Schémas des composantes du montage .....  | 73  |
| Schémas du boîtier supportant la caméra CCD et les fibres optiques .....                                       | 74  |
| Schémas du support à détecteurs plastiques à scintillation pour la cuve Wellhofer .....                        | 92  |
| Schémas du contenant (cylindre) pour le gel dosimétrique et les détecteurs<br>plastiques à scintillation ..... | 94  |
| Annexe 2 Protocoles .....  | 97  |
| Protocole de calibration des détecteurs plastiques à scintillation .....                                       | 98  |
| Protocole d'irradiation des gels .....   | 103 |

## Liste des tableaux

|           |   |    |
|-----------|---|----|
| Tableau 1 | Rendements en profondeur obtenus de mesures à la chambre à ionisation dans la cuve d'eau avec des fioles de calibration en verre suivant deux agencements de fioles insérées dans le support, comparés avec le rendement en profondeur dans l'eau seulement. ....   | 32 |
| Table I.  | Comparison of gel measurements middle slice lateral profiles at 2 cm from gel surface for the four calibration methods presented in section II.D and EBT2 GAFCHROMIC <sup>TM</sup> films with Pinnacle <sup>3</sup> . The central axis dose is compared, and the mean absolute differences (denoted $ \Delta $ ) percentage in the central zone of the profiles are listed. ....  | 47 |
| Table II. | Comparison of gel measurements middle slice for the four calibration methods presented in section II.D and with EBT2 GAFCHROMIC <sup>TM</sup> films and both with Pinnacle <sup>3</sup> using $\gamma$ calculated for the 2% / 2 mm and 3% / 3 mm criteria. Shown are percentages in agreement ( $\gamma \leq 1$ ) for an ROI defined in the central zone of the field excluding the 2 mm near the inner surface of the gel container or the edge of the film. .... | 48 |

## Liste des illustrations

|           |   |    |
|-----------|---|----|
| Figure 1  | Illustration où la même dose donnée à deux scintillateurs peut donner deux intensités lumineuses différentes selon la quantité de Cerenkov produit. Dans cet exemple, dans un champ rectangulaire de dose uniforme, la fibre A a une plus grande section de fibre irradiée que la fibre B, produisant davantage de Cerenkov dans la fibre A. ....             | 5  |
| Figure 2  | Les deux situations de mesures proposées par Fontbonne pour l'étalonnage des détecteurs plastiques à scintillation. Les doses aux scintillateurs (centre des champs dans ce cas) doivent être connues ou mesurées avec une chambre à ionisation. ....   | 8  |
| Figure 3  | Schéma de la molécule d'acrylamide (AA). ....   | 12 |
| Figure 4  | Schéma de la molécule de <i>N, N'</i> -méthylène-bis-acrylamide (BIS). ....   | 12 |
| Figure 5  | Niveaux de gris moyens des pixels sur 10 images noires en fonction du temps d'intégration. Les barres d'erreur sont plus petites que les symboles. ....   | 21 |
| Figure 6  | Écarts type moyens du niveau de gris des pixels sur 10 images noires en fonction du temps d'intégration. Les barres d'erreur sont plus petites que les symboles. ....   | 21 |
| Figure 7  | Zoom sur les pixels avec un niveau de gris élevé dans les distributions du niveau de gris des pixels en fonction du temps d'intégration pour des séries de dix images noires. ....  | 22 |
| Figure 8  | Écarts type moyens du niveau de gris des pixels sur 10 images noires en fonction du temps d'intégration qui ne tiennent pas compte de 53 pixels potentiellement défectueux dont le niveau de gris est supérieur à 5 000 pour un temps d'intégration de 120 s. Les barres d'erreur sont plus petites que les symboles. ....                                    | 23 |
| Figure 9  | Moyenne de l'écart type du niveau de gris des pixels sur 10 images noires en présence de radiation en fonction du temps d'intégration. Le bruit radiatif provient de l'appareil Theratron 780 pour un champ de 10 × 10 cm <sup>2</sup> avec un milieu diffusant (cuve d'eau) irradié. Les barres d'erreur sont plus petites que les symboles. ....            | 24 |
| Figure 10 | Moyenne de l'écart type du niveau de gris des pixels sur 10 images noires en présence de radiation en fonction de la grandeur de champ (carré) pour des temps d'intégration de 20 et 60 s. Le bruit radiatif provient de l'appareil Theratron 780 avec un milieu diffusant (cuve d'eau) irradié. Les barres d'erreur sont plus petites que les symboles. .... | 24 |
| Figure 11 | Bruit de grenaille maximal pour les pixels de la caméra numérique Apogee U2000c calculé à partir de séries de 50 images. La courbe noire indique le bruit de grenaille maximum estimé à partir de ces résultats. ....   | 25 |
| Figure 12 | Schéma des longueurs de fibres nécessaires pour utiliser le montage à détecteurs plastiques à scintillation au bout de la table ou de l'autre côté de la chicane de la casemate de l'accélérateur linéaire Siemens du département de radio-oncologie du CHUS. ....  | 27 |

|           |  |    |
|-----------|--|----|
| Figure 13 | Rendement en profondeur du Theratron 780 (cobalt-60) mesuré avec un détecteur plastique à scintillation et avec une chambre à ionisation. ....   | 28 |
| Figure 14 | Différence en pourcentage entre les mesures du scintillateur plastique à scintillation et de la chambre à ionisation pour le rendement en profondeur du Theratron 780 (cobalt-60). ....  | 28 |
| Figure 15 | Illustration des retraits et insertions du support à fibres optiques sur la boîte devant la caméra CCD pour vérifier la reproductibilité de l'emplacement des zones lumineuses sur le capteur CCD. ....  | 29 |
| Figure 16 | Profils verticaux filtrés (pour soustraire le bruit radiatif) d'une zone lumineuse (pixels bleus seulement) résultant d'irradiations identiques effectuées sur un détecteur plastique à scintillation disposé sur le support à fibre qui est retiré et inséré dans le montage pour vérifier les mouvements potentiels du signal. ....  | 30 |
| Figure 17 | Profils horizontaux filtrés (pour soustraire le bruit radiatif) d'une zone lumineuse (pixels bleus seulement) résultant d'irradiations identiques effectuées sur un détecteur plastique à scintillation disposé sur le support à fibre qui est retiré et inséré dans le montage pour vérifier les mouvements potentiels du signal. ....  | 30 |
| Figure 18 | Rendements en profondeur dans l'eau, sans et avec des fioles de calibration en verre suivant deux agencements de fioles insérées dans le support (listés dans le Tableau 1). Les barres d'erreur sont plus petites que les symboles. ....  | 32 |
| Fig. 1    | Scheme of the irradiation setup. The PAG dosimeter is held elevated in the water with acrylic stacks on each end of the container. The PSDs are inserted approximately along the central axis of the cylinder inserted in the gel from the viewer's point of view. ....  | 40 |
| Fig. 2    | Illustration of the $R_2$ region used to obtain calibration points from the PSD reference doses. The $R_2$ value in the location of the scintillator cannot be determined. The voxels immediately next to the scintillator (region in white) are ignored in case of possible partial volume averaging, susceptibility artifacts or an altered gel response. $R_2$ values, from the voxels in the green region are averaged and this average value is assigned the absorbed dose determined by the scintillator. ....   | 41 |
| Fig. 3    | Calibration points from calibration vials and from reference plastic scintillation detectors (PSDs) inserted into the gel. The curves for the four methods proposed in this work (identified from 1 to 4) are shown for three measurements: (a) 45° physical wedge, 1666 MU; (b) 60° physical wedge, 1666 MU; (c) 60° physical wedge, 1100 MU. In panel (a), the thin grey arrow indicates the PSD at the edge of the film that was ignored and the bold grey arrow indicates the PSD used to generate calibration curves #2 to #4. Error bars are plotted but are most often smaller than the symbols. .... | 44 |
| Fig. 4    | Lateral profiles crossing the central axis at 4 cm depth from the surface of water for gel measurements using the four different calibration methods proposed in this work (identified from 1 to 4). These are compared to EBT2 GAFCHROMIC <sup>TM</sup> film measurements and Pinnacle <sup>3</sup>   |    |



|           |  |    |
|-----------|--|----|
|           | calculations. These profiles are shown for three measurements: (a) 45° physical wedge, 1666 MU; (b) 60° physical wedge, 1666 MU; (c) 60° physical wedge, 1100 MU.....  | 46 |
| Fig. 5    | $\gamma$ (3% / 3 mm) for the slice crossing the central axis of the 1666 MU irradiation filtered with a 45° physical wedge. Gel measurements using calibration methods 1 to 4 respectively were compared to Pinnacle <sup>3</sup> calculations [(a)–(d)] and to the EBT2 GAFCHROMIC <sup>TM</sup> film measurements [(e)–(h)]. In figure (b), the red arrow indicates a bubble present in this gel. The black arrow indicates an artefact caused by the presence of a scintillating fiber..... | 50 |
| Fig. 6    | $\gamma$ (3% / 3 mm) of EBT2 GAFCHROMIC <sup>TM</sup> film measurement was compared to Pinnacle <sup>3</sup> calculations for the 1666 MU irradiation filtered with a 45° physical wedge in the middle of the main container.....  | 51 |
| Figure 19 | Les indices $\gamma$ (3%/3 mm) sont illustrés pour la tranche centrale d'un champ radiatif de 6 MV (1666 UM) filtré avec un filtre physique de 60°. Les mesures utilisant les méthodes de calibration 1 à 4 respectivement ont été comparées aux calculs de Pinnacle <sup>3</sup> [(a)-(d)] et au film Gafchromic EBT2 [(e)-(h)]. .....  | 60 |
| Figure 20 | Les indices $\gamma$ (3%/3 mm) sont illustrés pour la tranche centrale d'un champ radiatif de 6 MV (1666 UM) filtré avec un filtre physique de 60°. La mesure réalisée à l'aide d'un film Gafchromic EBT2 a été comparée aux calculs de Pinnacle <sup>3</sup> .....  | 61 |
| Figure 21 | Les indices $\gamma$ (3%/3 mm) sont illustrés pour la tranche centrale d'un champ radiatif de 6 MV (1100 UM) filtré avec un filtre physique de 60°. Les mesures utilisant les méthodes de calibration 1 à 4 respectivement ont été comparées aux calculs de Pinnacle <sup>3</sup> [(a)-(d)] et au film Gafchromic EBT2 [(e)-(h)]. Les flèches noires en (a) indiquent des artefacts laissés par les PSD sur lesquels il y a présence de petites bulles.....                                    | 63 |
| Figure 22 | Les indices $\gamma$ (3%/3 mm) sont illustrés pour la tranche centrale d'un champ radiatif de 6 MV (1100 UM) filtré avec un filtre physique de 60°. La mesure réalisée à l'aide d'un film Gafchromic EBT2 a été comparée aux calculs de Pinnacle <sup>3</sup> .....  | 64 |
| Figure 23 | Photos du boîtier de la caméra CCD complet vue de devant (à gauche) et vue de derrière (à droite). .....   | 74 |
| Figure 24 | Schéma général du boîtier de la caméra CCD.....  | 75 |
| Figure 25 | Schéma illustrant le montage des pièces avant, arrière, #1 et #2 du boîtier de la caméra CCD. ....   | 75 |
| Figure 26 | Schéma illustrant le montage des pièces #3 et #4 aux pièces montées dans la Figure 25.....   | 76 |
| Figure 27 | Photo de la pièce #2 du boîtier de la caméra CCD.....  | 77 |
| Figure 28 | Schéma de la pièce #2 du boîtier de la caméra CCD.....   | 77 |
| Figure 29 | Schéma de la pièce #3 du boîtier de la caméra CCD.....   | 78 |
| Figure 30 | Schéma de la pièce #4 du boîtier de la caméra CCD.....   | 78 |
| Figure 31 | Photo de la pièce avant du boîtier de la caméra CCD. ....  | 79 |
| Figure 32 | Schéma de la pièce avant du boîtier de la caméra CCD.....  | 79 |

|           |   |    |
|-----------|---|----|
| Figure 33 | Photo de la pièce arrière, de la pièce #10 du boîtier avec la caméra CCD à l'arrière.....                         | 80 |
| Figure 34 | Schéma de la pièce arrière du boîtier de la caméra CCD.....   | 80 |
| Figure 35 | Photo montrant les différentes pièces du connecteur pour les fibres optiques sur le boîtier de la caméra CCD..... | 81 |
| Figure 36 | Photo de la pièce #5 du boîtier de la caméra CCD.....   | 82 |
| Figure 37 | Schémas de la pièce #5 du boîtier de la caméra CCD.....   | 82 |
| Figure 38 | Photo de la pièce #6 du boîtier de la caméra CCD.....   | 83 |
| Figure 39 | Schéma de la pièce #6 du boîtier de la caméra CCD.....  | 83 |
| Figure 40 | Schéma de la pièce #7 du boîtier de la caméra CCD.....  | 84 |
| Figure 41 | Photo de la pièce #8 du boîtier de la caméra CCD.....   | 85 |
| Figure 42 | Schéma de la pièce #8 du boîtier de la caméra CCD.....  | 85 |
| Figure 43 | Photo de la pièce #9 du boîtier de la caméra CCD.....   | 86 |
| Figure 44 | Schéma de la pièce #9 du boîtier de la caméra CCD.....  | 86 |
| Figure 45 | Photo de l'intérieur de la boîte de la caméra CCD.....  | 87 |
| Figure 46 | Schéma de la pièce #10 du boîtier de la caméra CCD.....   | 87 |
| Figure 47 | Photo des pièces #11, #12 et #13 de la boîte de la caméra CCD.....  | 88 |
| Figure 48 | Schéma de la pièce #11 du boîtier de la caméra CCD.....   | 89 |
| Figure 49 | Schéma de la pièce #12 du boîtier de la caméra CCD.....   | 90 |
| Figure 50 | Schéma de la pièce #13 du boîtier de la caméra CCD.....   | 90 |
| Figure 51 | Schéma de la pièce de Cerrobend utilisée dans le boîtier de la caméra CCD.....                                    | 91 |
| Figure 52 | Schéma du support à PSD pour la cuve Wellhofer avec 5 fibres insérées. ....                                       | 92 |
| Figure 53 | Photo du support à PSD placé sur le « bras » de la cuve Wellhofer. ....   | 92 |
| Figure 54 | Schémas et mesures des deux pièces formant le support à PSD de la cuve Wellhofer. ....                            | 93 |
| Figure 55 | Schéma et photo du cylindre de verre servant à contenir le gel. ....  | 94 |
| Figure 56 | Schéma de côté montrant le cylindre de verre servant à contenir le gel. ....                                      | 95 |
| Figure 57 | Schéma de dessus montrant le cylindre de verre servant à contenir le gel.....                                     | 95 |
| Figure 58 | Schémas du bouchon #1 (en caoutchouc noir) servant à fermer le cylindre.....                                      | 95 |
| Figure 59 | Schémas du bouchon #2 (en caoutchouc noir) servant à soutenir un film GAFCHROMIC™ à l'intérieur du cylindre.....  | 96 |

## Liste des sigles, abréviations et symboles

|            |  |
|------------|--|
| AA         | Acrylamide.  |
| BIS        | <i>N,N</i> -méthylène-bis-acrylamide ou bis-acrylamide.  |
| BANANA     | Acronyme anglais pour un gel dont les composantes sont : <i>Bis-acrylamide</i> , <i>Acrylamide</i> , <i>Nitrous oxide AND Agarose</i> ou bis-acrylamide, acrylamide, oxyde nitreux et agarose.   |
| BANG       | Acronyme et marque de commerce en anglais pour un gel dont les composantes sont : <i>Bis-acrylamide</i> , <i>Acrylamide</i> , <i>Nitrogen</i> , <i>Gelatin</i> , ou bis-acrylamide, acrylamide, azote, gélatine. Ce gel fut rebaptisé plus tard sous l'acronyme PAG. |
| CCD        | Acronyme anglais : <i>Charge-Coupled Device</i> , ou dispositif à transfert de charge.   |
| CHUS       | Centre Hospitalier Universitaire de Sherbrooke.  |
| DSP        | Distance-source-peau; distance entre la source effective de radiation et la surface de l'objet (ou du patient) recevant la radiation.  |
| $e_{aq}^-$ | Électron aqueux.   |
| Gy         | Gray, unité de mesure de la dose radiative [J/kg].   |
| IRM        | Imagerie par résonance magnétique.   |
| MV         | MégaVolt.  |
| nPAG       | Acronyme anglais : <i>Normoxic polyacrylamide gel</i> ou gel polyacrylamide normoxique.  |
| PAG        | Acronyme anglais : <i>Polyacrylamide gel</i> ou gel polyacrylamide.  |
| PMMA       | Polyméthacrylate de méthyle ou <i>Polymethyl Methacrylate</i> de son nom anglais.  |
| PSD        | Détecteur plastique à scintillations ou <i>Plastic Scintillation Detector</i> de son nom anglais. Ce détecteur est aussi parfois appelé dosimètre à fibre scintillante.  |
| $R_2$      | Taux de relaxation magnétique transverse ( $1 / T_2$ ) [ $s^{-1}$ ].   |
| RMN        | Résonance magnétique nucléaire.  |
| ROI        | Acronyme anglais : <i>Region of interest</i> ou Région d'intérêt.  |

|       |   |
|-------|---|
| $T_1$ | Temps de relaxation magnétique nucléaire longitudinale [s].                                   |
| $T_2$ | Temps de relaxation magnétique nucléaire transversale [s].                                    |
| $T_E$ | Temps d'écho [ms].  |
| $T_R$ | Temps de répétition [ms].   |
| THPC  | Agent désoxygénant dont le nom chimique est : chlorure de tetrakis(hydroxymethyl)phosphonium. |
| UM    | Unités moniteurs.   |

# Chapitre I : Introduction

## 1.1 Mise en contexte

La radiothérapie se base sur le principe que les radiations peuvent tuer les cellules vivantes ou bloquer leur capacité à se multiplier, afin de traiter certains types de cancer. En effet, en utilisant une dose appropriée et délivrée en un nombre adéquat de fractions, les cellules cancéreuses peuvent être préférentiellement éliminées en comparaison aux cellules saines (Hall et Giaccia, 2005). Ceci permet une réduction ou une rémission du cancer. Pour obtenir une dose appropriée, il faut s'assurer de connaître l'intensité et la géométrie des faisceaux de radiation utilisés pour les traitements, et même parfois de vérifier les plans eux-mêmes. Les doses radiatives peuvent être mesurées avec un détecteur appelé dosimètre. Ces détecteurs sont idéalement utilisés dans l'eau ou dans un milieu équivalent, puisque l'eau est semblable aux tissus humains d'un point de vue radiatif.

Il existe divers types de détecteurs pour mesurer les doses de radiation (Knoll G E, 2000). Chacun des détecteurs possède des avantages et des inconvénients, ce qui rend certains plus efficaces dans une situation ou dans une autre. Parmi les caractéristiques recherchées, on retrouve la précision, l'exactitude, une grande résolution spatiale, la facilité d'utilisation, aucune dépendance au débit de dose ou à l'énergie des radiations et bien sûr, un faible coût. L'équivalence à l'eau d'un dosimètre peut aussi être un atout, puisque cela permet au détecteur de mesurer la dose sans influencer le patron de dépôt de dose.

Un des dosimètres les plus largement utilisés est la chambre à ionisation. Ce détecteur mesure le passage des radiations ionisantes par la collecte des charges créées dans un gaz présent dans la chambre. Par la théorie des cavités, il est possible d'obtenir la dose déposée dans l'eau. (Johns et Cunningham, 1983; Attix, 1986) Ce dosimètre est souvent utilisé comme mesure de référence dans plusieurs cliniques de radio-oncologie puisqu'il est très précis et exact. Cependant, dans certaines situations, sa résolution spatiale est limitée avec un volume avoisinant souvent 0,5 cm<sup>3</sup>.

Les détecteurs plastiques à scintillation (PSD) permettent d'obtenir des mesures de doses assez précises (Beddar *et al.*, 1992b; Archambault *et al.*, 2006a) et eau-équivalente

(Baldock *et al.*, 1992a) avec une résolution spatiale avoisinant plutôt 2 mm<sup>3</sup>. La partie sensible des PSD génère de la lumière sous l'influence des radiations. La mesure de cette émission lumineuse peut être corrélée à la dose. Les détecteurs plastiques à scintillation seront décrits plus en détails dans la section 1.2.

Une autre caractéristique intéressante de certains détecteurs est de pouvoir fournir des mesures de distributions de doses en deux ou en trois dimensions. Une approche simple, mais parfois coûteuse, est d'aligner une série de détecteurs ponctuels (comme des chambres à ionisation) en matrice pour obtenir un patron de doses en deux dimensions. Autrement, les films radiographiques ont longtemps permis de produire des mesures de doses en deux dimensions, mais parfois avec une exactitude insuffisante. Plus récemment, il y a un intérêt envers un type de film qui n'a pas besoin d'être développé après les radiations : les films radiochromiques. La partie active du film est une émulsion qui change de couleur en fonction de la dose reçue. En utilisant une calibration appropriée (Devic *et al.*, 2005) et en suivant une bonne méthodologie (Bouchard *et al.*, 2009), il est possible d'obtenir des mesures de doses bidimensionnelles beaucoup plus précises, reproductibles et pratiques qu'avec les films radiographiques. Le principal manufacturier à ce jour est connu sous le nom d'International Specialty Products (ISP) et produit des films sous le nom de Gafchromic<sup>TM</sup>. Cependant, aucun dosimètre permettant de produire des mesures en trois dimensions n'a pris sa place dans les cliniques de radio-oncologie à ce jour.

Dans ce contexte, la dosimétrie par gel de polymère constitue une avenue intéressante, puisqu'elle permet d'obtenir des mesures dosimétriques tridimensionnelles (De Deene *et al.*, 1998) dans un milieu eau-équivalent (De Deene *et al.*, 2006). En contrepartie, la difficulté d'obtenir une dose absolue pour les gels de polymère rend ces mesures moins utiles. La dosimétrie à gel de polymère sera expliquée plus en détails dans la section 1.3.

Enfin, les logiciels de planification de traitements en radiothérapie peuvent également fournir une bonne référence pour comparer des mesures de doses tridimensionnelles. Les simulations effectuées par ces logiciels donnent de bonnes approximations des distributions de doses en trois dimensions. En imageant le montage à l'aide de la tomodensitométrie (rayons X), il est également possible de compenser pour les hétérogénéités de densité du montage, rendant les résultats des calculs plus près de la réalité.

Le projet de recherche décrit dans ce mémoire se veut donc une tentative de résolution pour calibrer les gels de polymère. L'approche utilisée consiste à utiliser des points de référence connus plus précisément à l'intérieur du gel pour réajuster la courbe de calibration et ainsi obtenir une mesure en 3 dimensions calibrée. Les points de référence qui sont utilisés ont été obtenus à l'aide de détecteurs plastiques à scintillation.

## 1.2 Les détecteurs plastiques à scintillation

Dans le contexte de ce mémoire, le terme « scintillation » désigne la production de photons de basse énergie (typiquement dans le spectre lumineux) consécutive à des excitations électroniques causées par l'absorption de radiations ionisantes. Dans ce contexte, un scintillateur, soit une composante faite d'un produit qui scintille sous l'effet des radiations ionisantes, peut permettre de mesurer ou détecter la radiation.

Il existe divers types de scintillateurs qui peuvent être pratiques dans divers types d'applications médicales impliquant les radiations (Knoll G E, 2000). Les scintillateurs peuvent être séparés en deux grandes catégories : les scintillateurs inorganiques et organiques. Les scintillateurs organiques ont en général un plus grand signal lumineux et une plus grande linéarité. Cependant, les scintillateurs inorganiques ont une réponse plus rapide. Dans le cas de mesures dosimétriques, les scintillateurs organiques sont donc plus adaptés. Les scintillateurs organiques incluent entre autres les scintillateurs cristallins, liquides, les films scintillants et les scintillateurs plastiques. Cependant, puisque les qualités recherchées d'un dosimètre pour l'intégration aux gels de polymère correspondent à celles des scintillateurs plastiques, seul ce détecteur sera décrit dans les sections qui suivent.

Les scintillateurs plastiques, appelés détecteurs plastiques à scintillation ou PSD (acronyme anglais pour *Plastic Scintillation Detector*), ont plusieurs avantages. Premièrement, les plastiques affectent les radiations de façon semblable à l'eau, surtout en haute énergie (Beddar *et al.*, 1992a). Donc, des détecteurs utilisant des scintillateurs plastiques auraient une influence réduite dans l'eau sur les champs de radiation utilisés en radiothérapie. Aussi, les plastiques étant des matériaux assez simples à fabriquer, il est relativement facile de produire des scintillateurs qui soient petits et surtout à faible coût. Enfin, il a été démontré que les scintillateurs plastiques ont aussi une réponse linéaire à la dose, indépendante du débit de dose, linéaire et qu'ils possèdent une bonne sensibilité (Beddar *et al.*, 1992b; Archambault *et al.*,

2007). Aussi, la taille des scintillateurs pouvant être très petite, cela permet de faire des mesures d'une plus grande précision dans les forts gradients de doses (en bordure des champs radiatifs ou dans les petits champs par exemple). Cependant, diminuer la taille du scintillateur diminue également le signal. La taille du scintillateur doit donc être choisie judicieusement en fonction de l'application.

### **1.2.1 Les scintillateurs plastiques**

Dans les scintillateurs plastiques, les scintillations proviennent de dopants (ou impuretés) qui sont mélangés au plastique et qui permettent de capter les électrons générés par les radiations ionisantes pour produire de la lumière. Pour le projet réalisé dans ce mémoire, les détecteurs sont constitués d'un bout d'une fibre scintillante plastique couplée à une fibre optique plastique non-scintillante servant à acheminer le signal lumineux vers un détecteur. Dans ce contexte particulier, les PSD sont parfois appelés détecteurs à fibre scintillante ou dosimètres à fibre scintillante.

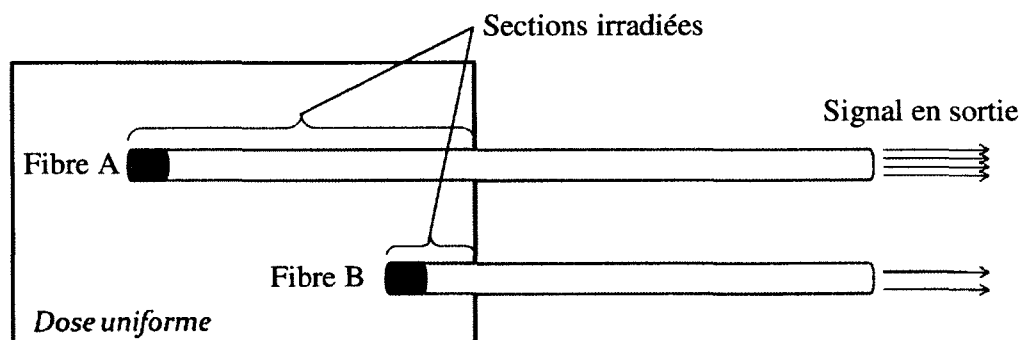
### **1.2.2 Effet Cerenkov**

L'effet Čerenkov, parfois simplement orthographié Cherenkov, Tcherenkov ou Cerenkov (cette dernière sera utilisée pour la suite du texte) est un phénomène physique important en dosimétrie à scintillation. Initialement observé au début du siècle par la lumière bleutée émise lorsque l'eau était soumise à une source radioactive, il a ensuite été démontré suite aux travaux de Pavel Čerenkov (Cerenkov, 1934) que le phénomène physique décrivant cette émission lumineuse résultait du mouvement d'une particule chargée possédant une vitesse supérieure à la vitesse de la lumière de ce milieu (sans dépasser la vitesse de la lumière dans le vide bien entendu). L'émission lumineuse provient de la perturbation de la polarisation des couches électroniques des atomes du milieu qui sont affectés par le passage des particules chargées à haute vitesse. La particule se déplaçant plus vite que la lumière émise, l'émission prend alors la forme d'un cône derrière la particule, comme l'onde de choc derrière un avion supersonique. Contrairement aux spectres de fluorescences qui sont discrets, le spectre du rayonnement Cerenkov est continu.

Pour la radiothérapie conventionnelle, l'effet Cerenkov est produit par les électrons de haute énergie générés par les interactions de la radiation dans le milieu (interactions



Compton par exemple) ou encore par le faisceau primaire dans le cas de faisceaux d'électrons. En termes de dépôt de dose, l'effet Cerenkov est négligeable. Cependant, lorsque la mesure de dose se base sur un signal lumineux, l'effet Cerenkov peut venir se mêler au signal provenant du détecteur, devenant ainsi un signal parasite pour les mesures de dose. Dans le cas des PSD utilisant des fibres optiques, le principal problème est que l'effet Cerenkov se produit non seulement dans le scintillateur, mais également dans la fibre (Beddar *et al.*, 1992c). Ceci implique que le signal lumineux devient non seulement dépendant de la dose dans le scintillateur, mais aussi dépendant de la dose traversant la section normalement non-sensible du détecteur. Par exemple, si on suppose deux PSD dans lesquelles une dose identique est déposée mais avec une quantité de fibre optique irradiée différente, alors, la quantité d'électrons énergétiques traversant les deux fibres sera différente, et donc aussi l'effet Cerenkov généré dans les fibres et ultimement le signal récolté à la sortie seront aussi différents. La problématique est illustrée par un exemple dans la Figure 1. Pour effectuer des mesures qui soient valides, il devient donc impératif de soustraire ou de filtrer le signal Cerenkov du signal lumineux provenant du détecteur.



**Figure 1** Illustration où la même dose donnée à deux scintillateurs peut donner deux intensités lumineuses différentes selon la quantité de Cerenkov produit. Dans cet exemple, dans un champ rectangulaire de dose uniforme, la fibre A a une plus grande section de fibre irradiée que la fibre B, produisant davantage de Cerenkov dans la fibre A.

### 1.2.3 Techniques de filtration de l'effet Cerenkov et calibration

Plusieurs techniques de filtration ont été développées au fil du temps pour soustraire le signal parasite de l'effet Cerenkov. La plus simple est la technique de la double fibre parfois appelée technique de soustraction. Elle consiste à accompagner le PSD d'une autre fibre sans scintillateur qui servira de témoin. Cette dernière n'aura que le rayonnement Cerenkov comme

signal en sortie. Ce signal peut ensuite être soustrait du signal du PSD pour obtenir la dose. Cette technique n'est pas actuellement la technique la plus efficace, puisqu'elle présume que la même quantité de radiation traverse les deux fibres; ce qui n'est évidemment pas toujours vrai, surtout dans les gradients de dose. Elle nécessite également un montage plus complexe et grossit aussi légèrement le détecteur.

Par la suite, Fontbonne *et al.* ont proposé une méthode pour soustraire le rayonnement Cerenkov du signal total (Fontbonne *et al.*, 2002). Cette méthode utilise le fait que les distributions spectrales de signal du scintillateur et du rayonnement Cerenkov sont différentes pour déconvoluer le signal provenant du scintillateur du signal total. Elle sera désignée ici sous le nom de déconvolution chromatique. Cette méthode permet d'obtenir une erreur inférieure à 2% comparée à la chambre à ionisation (Fontbonne *et al.*, 2002; Frelin *et al.*, 2005; Archambault *et al.*, 2006a; Lacroix *et al.*, 2008). Cette technique sera donc utilisée dans le cadre des expérimentations et sera dérivée ici suivant l'article de Frelin *et al.* (Frelin *et al.*, 2005).

L'intensité de la scintillation émise par le scintillateur suit un spectre de rayonnement  $SP_S(\lambda)$ , où  $\lambda$  représente la longueur d'onde. Sachant que la scintillation est proportionnelle à la dose  $D$  (Beddar *et al.*, 1992a), l'intensité de scintillation  $L_S(\lambda)$  devient :

$$\text{Équation 1} \quad L_S(\lambda) = k_S \cdot D \cdot SP_S(\lambda) ,$$

où  $k_S$  est une constante. De la même façon, le spectre d'émission du rayonnement Cerenkov  $SP_C(\lambda)$ , est proportionnel à l'inverse du carré de la longueur d'onde. L'intensité du rayonnement Cerenkov est aussi dépendant de divers paramètres comme la longueur de fibre irradiée, les propriétés de la radiation, orientation du faisceau, etc. Ces paramètres peuvent être regroupés sous une seule constante  $C$ , ce qui donne l'équation suivante :

$$\text{Équation 2} \quad L_C(\lambda) = k_C C SP_C(\lambda) .$$

Ainsi, le spectre lumineux  $L(\lambda)$  incident sur le détecteur devient :

$$\text{Équation 3} \quad L(\lambda) = [L_S(\lambda) + L_C(\lambda)]A(\lambda) ,$$

où  $A(\lambda)$  est le coefficient d'atténuation du système (couplage, fibre, etc.) qui peut varier selon la longueur d'onde. Il est important de noter ici qu'une approximation est nécessaire pour que la technique soit valide. Il est en effet présumé que l'atténuation du système  $A(\lambda)$  reste

toujours la même peu importe la configuration du système. Ceci n'est pas toujours vrai, puisque le rayonnement Cerenkov n'est pas toujours produit au même endroit dans la fibre. Par contre, ceci ne représente pas un problème pour les mesures qui seront effectuées dans le cadre de ce mémoire, puisque les mesures seront toujours effectuées dans un contexte similaire à la calibration.

Ensuite, l'approche choisie dans cette méthode consiste à utiliser deux filtres de couleurs différentes pour mesurer deux régions du spectre d'émission. Comme cela sera détaillé plus tard, ces filtres seront les pixels bleus et verts d'une caméra CCD (dispositif à transfert de charge). Ainsi, les luminosités mesurées par les pixels bleus (B) et verts (V) peuvent s'écrire :

$$\text{Équation 4} \quad B = \int L(\lambda) F_B(\lambda) d\lambda ,$$

$$\text{Équation 5} \quad V = \int L(\lambda) F_V(\lambda) d\lambda ,$$

où  $F_B(\lambda)$  et  $F_V(\lambda)$  représentent l'efficacité quantique du filtre bleu et du filtre vert. Sous forme matricielle, les deux équations précédentes peuvent être réécrites :

$$\text{Équation 6} \quad \begin{pmatrix} V \\ B \end{pmatrix} = \begin{pmatrix} K_V^D & K_V^C \\ K_B^D & K_B^C \end{pmatrix} \cdot \begin{pmatrix} D \\ C \end{pmatrix} .$$

Les éléments de la matrice  $4 \times 4$  sont des constantes qui dépendent du système et qui doivent être déterminées. En inversant la matrice, il est possible d'obtenir la dose :

$$\text{Équation 7} \quad D = \frac{K_B^C}{K_V^D \cdot K_B^C - K_B^D \cdot K_V^C} \cdot V - \frac{K_V^C}{K_V^D \cdot K_B^C - K_B^D \cdot K_V^C} \cdot B .$$

Celle-ci peut être simplifiée de cette façon :

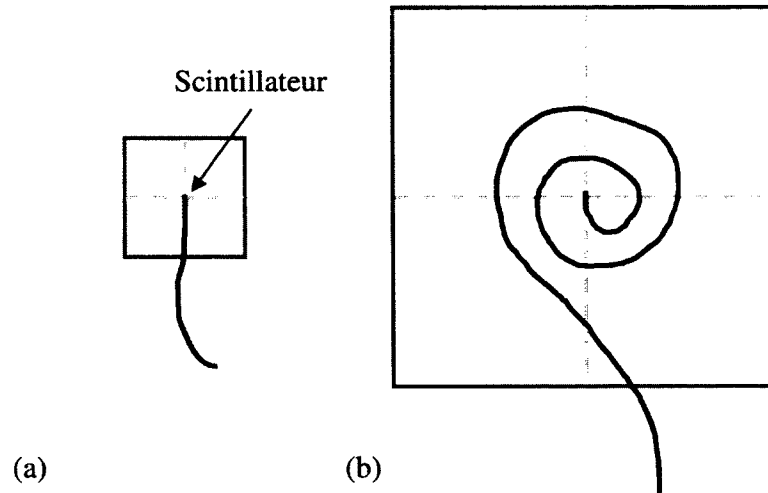
$$\text{Équation 8} \quad D = aV + bB ,$$

où  $a$  et  $b$  deviennent les paramètres d'étalonnage du dosimètre. Ainsi, en prenant deux mesures linéairement indépendantes des canaux verts et bleus, il devient possible de déduire les paramètres d'étalonnage suivant cette équation de forme matricielle :

$$\text{Équation 9} \quad \begin{pmatrix} a \\ b \end{pmatrix} = \begin{pmatrix} V_1 & B_1 \\ V_2 & B_2 \end{pmatrix}^{-1} \cdot \begin{pmatrix} D_1 \\ D_2 \end{pmatrix} .$$

La façon d'obtenir deux mesures linéairement indépendantes consiste à obtenir des rapports de scintillation sur rayonnement Cerenkov différents. Les deux situations de mesures

utilisées sont celles proposées par Fontbonne (Fontbonne *et al.*, 2002) et elles sont illustrées à la Figure 2.



**Figure 2** Les deux situations de mesures proposées par Fontbonne pour l'étalonnage des détecteurs plastiques à scintillation. Les doses aux scintillateurs (centre des champs dans ce cas) doivent être connues ou mesurées avec une chambre à ionisation.

#### 1.2.4 Bruits liés aux caméras CCD

Il existe d'autres types de signaux parasites dans les systèmes de mesures de PSD. Excepté l'effet Cerenkov, les bruits qui influent le plus les mesures proviennent du détecteur, ou plus précisément, de la caméra CCD dans le cas qui concerne ces travaux. Les trois types de bruits qui sont brièvement expliqués ici sont le bruit thermique, le bruit de grenaille et le bruit radiatif.

Le bruit thermique est un bruit causé par les mouvements aléatoires des électrons dans un circuit. Puisque c'est une charge qui est mesurée dans un capteur CCD, le bruit thermique sera exprimé ici en terme de valeur efficace (ou rms pour « root mean square ») du courant :

$$\text{Équation 10} \quad I_{rms} = \sqrt{\frac{4k_B T \Delta f}{R}},$$

où  $k_B$  est la constante de Boltzman,  $T$  est la température,  $R$  est la résistance et  $\Delta f$  est la bande de fréquences sur lesquelles la mesure est effectuée (ou « Bandwidth »). Même si ce bruit est inévitable, il peut être réduit en diminuant la température. Enfin, pour obtenir une

calibration et des mesures efficaces avec une caméra CCD, il faudra éliminer la valeur moyenne de ce bruit. Il s'agit de faire la moyenne de plusieurs images noires, c'est-à-dire sans stimulation lumineuse sur le capteur, et de les soustraire aux images de mesures.

Le bruit de grenaille, mieux connu sous le nom anglais « shot noise », est un bruit blanc. Il provient du fait que le courant électrique n'est pas continu, puisqu'il est composé d'électrons de charge quantifiée ( $e \approx 1.60 \times 10^{19}$  C). Il dépend donc du nombre d'électrons qui traversent une surface par unité de temps. Pour un courant moyen  $I_{dc}$ , le bruit de grenaille est donné par :

$$\text{Équation 11} \quad I_{rms} = \sqrt{2eI_{dc}\Delta f},$$

où  $\Delta f$  est la bande de fréquences sur lesquelles la mesure est effectuée. Pour que cette formule reste valide, on considère que les électrons participant au courant n'interagissent pas entre eux. On peut considérer que cette approximation est bonne dans le cas d'une jonction p-n dans un semi-conducteur et donc aussi pour un capteur CCD. Ce qui est le plus important de retenir ici, c'est que le bruit de grenaille est proportionnel à la racine carré du courant et donc du signal.

Finalement, le dernier bruit pouvant affecter les mesures est le bruit radiatif. Ce bruit provient de l'excitation aléatoire des pixels par les radiations traversant le capteur CCD. Ce bruit étant proportionnel aux radiations traversant le détecteur, il faut tenter de réduire autant que possible les radiations pouvant traverser le capteur CCD en éloignant la caméra de la source des radiations ou en la blindant.

Il existe certaines techniques pour filtrer le bruit radiatif (Archambault *et al.*, 2008). La plus simple est d'effectuer plusieurs acquisitions de la même mesure et, pixel par pixel, garder la valeur médiane pour statistiquement enlever les pixels excités par la radiation. Il est aussi possible de discriminer les valeurs qui sont au dessus des bruits attendus (au bruit de grenaille plus spécifiquement) comparé aux autres acquisitions. En effet, sans le bruit radiatif, les irradiations étant supposées identiques, la valeur des pixels devrait être la même à l'intérieur du bruit inhérent de la caméra. Ainsi, si la valeur d'un pixel est plus élevée que le bruit inhérent à la caméra sur une image (en comparant aux autres images), alors ce pixel devrait être affecté par les radiations. Il existe enfin des algorithmes de filtration spatiale comparant chaque pixel avec ses voisins pour vérifier si le pixel est excité par les radiations

traversant le capteur. Cette technique permet d'éviter de prendre plusieurs fois la même mesure. Cependant, elle est difficilement applicable aux caméras CCD couleur, puisque les pixels voisins de la même couleur peuvent être trop éloignés pour faire des comparaisons efficaces.

### **1.3 Dosimétrie à gel de polymère de polyacrylamide**

Les gels dosimétriques sont des dosimètres chimiques. C'est-à-dire qu'ils sont constitués de produits qui réagissent sous l'interaction de la radiation. Cependant, la particularité des gels dosimétriques réside dans leur matrice servant à retenir spatialement les produits radiosensibles pour garder l'information spatiale tridimensionnelle du dépôt de dose. Cette matrice est un hydrogel formé par un mélange d'eau et de gélatine ou d'agarose. Plusieurs types de gels ont été étudiés ces 25 dernières années. L'historique et la revue des diverses formulations de gels dosimétriques a été résumée dans plusieurs articles. (Schreiner L J, 2004; McAuley K B, 2006; Baldock C, 2006; Baldock *et al.*, 2010)

Les gels peuvent être divisés en deux catégories : les gels Fricke et les gels de polymère. Les gels Fricke permettent d'obtenir des mesures de doses absolues, mais perdent l'information spatiale de la distribution de la dose au fil du temps (Olsson L E *et al.*, 1992), ce qui réduit grandement leur intérêt. Cependant, il y a tout de même eu une résurgence de l'intérêt pour les gels Fricke en raison de la possibilité d'effectuer des mesures de doses par atténuation optique (Kelly *et al.*, 1998) et par l'utilisation d'un chélate qui a permis de ralentir la perte de l'information spatiale (Rae *et al.*, 1996).

Les gels de polymères conservent bien l'information spatiale, mais ont d'autres problèmes qui diffèrent selon la formulation : problèmes de calibration, dépendance au débit de dose, dépendance à l'énergie des radiations, sensibilité à l'oxygène, etc. Les gels qui ont été le plus étudiés et qui semblent posséder le moins de ces défauts sont les gels de polyacrylamide. La présente section se concentrera donc plus spécifiquement sur les gels de polyacrylamide qui ont été utilisés dans le cadre des travaux décrits dans ce mémoire.

#### **1.3.1 Historique des gels de polyacrylamide**

Les propriétés dosimétriques du polyacrylamide ont été étudiées au début des années 60 (Boni, 1961), mais c'est seulement en 1992 que Kennan *et al.* étudièrent le changement de

relaxation longitudinal des protons en résonance magnétique nucléaire (RMN) d'une solution aqueuse d'agarose et de *N,N'*-méthylène-bis-acrylamide (BIS, ou encore bis-acrylamide) en fonction de la dose (Kennan *et al.*, 1992). La même année, Maryanski *et al.* proposa une nouvelle formulation de gels dosimétriques composés d'une solution aqueuse d'agarose et de deux type de monomères : l'acrylamide (AA) et le BIS (Maryanski *et al.*, 1992). L'acronyme de BANANA lui fut attribué d'après ses composantes (acronyme anglais : Bis, Acrylamide, Nitrous oxide AND Agarose). Ce gel possédait une stabilité spatiale post-irradiation de la distribution de la dose inégale à ce moment. Cependant, le gel devait être fabriqué dans un environnement sans oxygène puisque celui-ci inhibe la polymérisation survenant lors de l'irradiation (des explications plus détaillées seront données dans la section 1.3.2).

La formule fut ensuite améliorée par Maryanski *et al.* en remplaçant l'agarose par de la gélatine (Maryanski *et al.*, 1994). Elle fut initialement baptisée BANG (acronyme anglais : BIS, AA, *nitrogen*, *gelatin*), qui devint une marque commerciale. L'acronyme anglais générique « PAG » (Polyacrylamide gel) a ensuite été proposé (Baldock *et al.*, 1998). Diverses formulations de ces gels furent ensuite testées (Lepage *et al.*, 2001a).

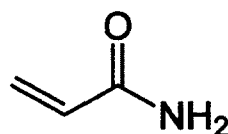
Dans le but de permettre une fabrication à l'air ambiant, des agents désoxygénants ont été ajoutés aux gels pour éliminer l'oxygène de l'air ambiant pouvant se dissoudre dans le gel évitant ou réduisant ainsi l'inhibition de la polymérisation (Fong *et al.*, 2001; De Deene *et al.*, 2002). Une de ces formulations, appelée gel de polyacrylamide normoxique ou nPAG (pour *normoxic polyacrylamide gel*) consiste en un PAG dans lequel du chlorure de Tetrakis(hydroxyméthyle)phosphonium (THPC) est ajouté en tant qu'agent désoxygénant. Par contre, les travaux récents de Sedaghat *et al.* (Sedaghat *et al.*, 2011) ont montré entre autre que cette formulation s'avère tout de même sensible à la concentration et à la diffusion d'oxygène; ces observations rendent ce type de formulations beaucoup plus compliqué à utiliser.

### 1.3.2 Chimie des gels de polyacrylamide

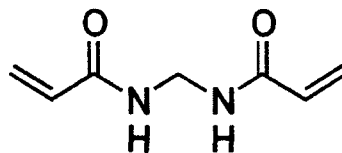
Comme cela a été dit précédemment, les gels de type PAG contiennent quatre composantes : eau, gélatine, AA et BIS. Les concentrations de ces composantes peuvent varier, mais le pourcentage d'eau présent est généralement de l'ordre de 90%. Les

radiations affecteront donc directement l'eau de façon prédominante en créant plusieurs produits ( $H_2$ ,  $H_2O_2$ , etc.), ions ( $H_3O^+$ , etc.), radicaux libres ( $OH^\bullet$ ,  $H^\bullet$ , etc.) et des électrons aqueux ( $e_{aq}^-$ ). Ce phénomène appelé radiolyse de l'eau est bien connu et est discuté dans divers ouvrages traitant de radiochimie (Spinks et Woods, 1990). Les produits de la radiolyse de l'eau sont souvent très réactifs et peuvent facilement réagir avec les produits environnants lorsqu'ils diffusent dans le milieu.

À l'intérieur d'un gel de type PAG, les produits de la radiolyse de l'eau peuvent réagir avec les monomères (AA et BIS). Les structures de l'AA et du BIS sont illustrées dans la Figure 3 et la Figure 4, respectivement. La réaction pertinente ici implique les liens doubles carbone-carbone. Lorsqu'un radical brise un de ces liens doubles, le monomère maintenant lui aussi radical libre, peut se fixer à un autre monomère et ainsi de suite, provoquant la polymérisation. Étant donné que l'AA ne possède qu'un seul lien double carbone-carbone, sa polymérisation générera des chaînes linéaires. Le BIS, quant à lui, possède deux liens doubles, ce qui fait en sorte que plusieurs monomères peuvent venir se fixer sur le même monomère. Les chaînes de polymère de BIS sont donc entortillées, formant des agrégats. Le mélange des deux types de monomères (comme c'est le cas dans les gels de type PAG) donnera donc un mélange de chaînes linéaires attachées entre elles avec certains agrégats (Jirasek et Duzenli, 2001).



**Figure 3** Schéma de la molécule d'acrylamide (AA).



**Figure 4** Schéma de la molécule de *N, N'*-méthylène-bis-acrylamide (BIS).

La réaction de la polymérisation peut être écrite sous une forme simplifiée d'équation chimique. La concentration des radicaux libres de l'eau produits par la radiolyse (dénotés ici par  $R^\bullet$ ) sera proportionnelle à la dose :





Ces radicaux très réactifs peuvent rencontrer un monomère d'AA ou de BIS (M) pour former l'étape d'initiation de la polymérisation :



Ce monomère maintenant devenu radical, peut lui-même diffuser et réagir avec d'autres monomères produisant l'étape de propagation de la polymérisation :



Enfin, si le radical formé par la chaîne de monomères réagit avec un autre radical (radical ou autre chaîne de polymère), le processus peut se terminer (étape de terminaison) :



Il est à noter que les radicaux peuvent aussi interagir avec les molécules formant la gélatine. Il a été proposé que ceci terminerait le processus de polymérisation dans ces gels (Lepage *et al.*, 2001b; Lepage *et al.*, 2001c). Cependant, en présence d'oxygène, des radicaux peroxydes sont également créés :



Ces radicaux peroxydes peuvent réagir rapidement avec les autres radicaux libres, provoquant l'étape de terminaison et inhibant du même coup la polymérisation :



Il devient donc impératif d'éviter autant que possible les contaminations à l'oxygène pour éviter de diminuer la sensibilité de la polymérisation à la radiation.

### 1.3.3 Méthodes de mesure

La concentration des radicaux libres de l'eau formés sous l'action des radiations ionisantes est proportionnelle à la dose (pour de faibles débits de dose). La quantité de polymère formée augmentera donc aussi en fonction de la dose. Donc, si la polymérisation peut être quantifiée, la dose peut l'être également. Une méthode de mesure répandue consiste à mesurer le gel irradié à l'aide de l'imagerie par résonance magnétique (IRM). En effet, le polymère formé dans le gel influence les temps de relaxation longitudinal ( $T_1$ ) et surtout transversal ( $T_2$ ) des spins des protons présents dans les molécules d'eau adjacentes au polymère. Une séquence multi-échos permet de calculer la valeur de  $T_2$  en suivant l'équation :

$$\text{Équation 22} \quad M_t = M_{t0} e^{-t/T_2}$$

où  $M_t$  est le moment magnétique transverse,  $M_{t0}$  le moment magnétique transverse initial et  $t$  le temps. En appliquant cette méthode voxel par voxel dans une séquence multi-tranches, il devient possible d'obtenir une distribution trois dimensions des valeurs de  $T_2$  du gel imagé. Cette carte de  $T_2$ , comme il sera présenté dans la section suivante, pourra être transformée en distribution de doses.

Le gel non irradié est translucide et la polymérisation du gel le rend visiblement plus opaque. Il est alors possible d'imager le gel avec un tomographe optique. Cependant, la tomographie optique possède quelques limitations au niveau de la forme du récipient et de la grosseur maximale possible à imager. De plus, leur utilisation est d'autant plus limitée dans le cas des gels de polymère où le contraste est obtenu par dispersion de la lumière (Maryanski *et al.*, 1996; Bosi *et al.*, 2007) plutôt que par atténuation comme pour les gels Fricke (Kelly *et al.*, 1998).

Il est possible d'observer des changements de densité avec la polymérisation. De ce fait, il est possible d'imager le gel avec un tomographe à rayon X, ou CT (acronyme anglais : Computed Tomography) (Hilts *et al.*, 2000). Les changements de densité en fonction de la dose sont faibles, ce qui les rend difficilement discernables en raison du faible rapport signal sur bruit.

Enfin, il a été démontré qu'il est aussi possible de mesurer le gel à l'aide d'ultrasons, puisque le changement de densité et de viscosité résultant de la polymérisation provoque des changements locaux de la vitesse du son, de l'absorption et de l'atténuation des ultrasons dans le gel (Mather *et al.*, 2002).

En conclusion, les mesures expérimentales sont influencées par la quantité de polymère formé, quelle que soit la méthode utilisée. Ceci implique que tout facteur influençant la quantité de polymère influencera la mesure et donc la dose déterminée.

### 1.3.4 Calibration des gels de polyacrylamide

Plusieurs facteurs peuvent influencer la réponse des gels de polymère. C'est pourquoi la calibration est importante pour obtenir des résultats qui soient le plus exact possible. Plusieurs méthodes de calibration ont été proposées pour les gels de type PAG (Oldham *et al.*, 1998). La méthode la plus répandue, appelée ici la méthode standard, consiste à irradier des petites quantités de gel dans de petits récipients (p. ex. fioles) à différentes doses. Une autre méthode consiste à irradier de petites régions avec des doses de référence d'un contenant plus volumineux rempli de gel de la même recette que le gel servant à la mesure. Dans tous les cas, le gel utilisé pour la calibration devrait provenir de la même recette que le gel servant à faire la mesure pour éliminer les différences entre les recettes.

Malgré tous les efforts pour obtenir une calibration valide, de grandes différences entre la dose mesurée et attendue ont été observées (Low *et al.*, 1999; Cosgrove *et al.*, 2000; Cardenas *et al.*, 2002; Watanabe *et al.*, 2005; Crescenti *et al.*, 2007; *et al.*, MacDougall *et al.*, 2008). Outre les erreurs de manipulations, d'irradiation et d'imagerie, plusieurs facteurs peuvent expliquer ces inexactitudes (De Deene, 2006). Premièrement, la réponse des gels de polymères dépend du débit de dose (De Deene *et al.*, 2006). En effet, un débit de dose plus élevé réduit localement la sensibilité du gel, possiblement en raison de la recombinaison des radicaux libres de l'eau. Les travaux de De Deene *et al.* (De Deene *et al.*, 2006) montrent que pour les gels de type PAG, les différences de sensibilité peuvent varier jusqu'à 12% entre 30 et 400 cGy/min. La réponse des gels est aussi dépendante de la température lors de l'irradiation (De Deene *et al.*, 2006). La valeur de  $T_2$  ( $R_2 = 1/T_2$ ) est aussi dépendante de la température lorsque les gels sont imagés (Maryanski *et al.*, 1997; De Deene *et al.*, 1998). Il a également été démontré par De Deene *et al.* que pour les gels de type nPAG, l'historique de

refroidissement du gel après sa fabrication peut modifier la réponse (De Deene *et al.*, 2007). Enfin, comme cela a été discuté dans la section 1.3.2, l'oxygène a pour effet d'inhiber la réaction de polymérisation. Il a été démontré par Hepworth *et al.* que même une très faible quantité d'oxygène peut influencer la réponse des gels (Hepworth *et al.*, 1999). De même, Sedaghat *et al.* ont montré clairement que l'oxygène qui diffuse à travers les contenants en plastique peut mener à une augmentation ou à une diminution de la réponse dans ces gels, dépendamment de la quantité d'oxygène et la concentration de THPC résiduelle (Sedaghat *et al.*, 2011).

Dans ce contexte, les gels de polymère bénéficieraient d'une nouvelle méthode de calibration qui permettrait de corriger plus efficacement certains de ces facteurs. L'idée d'utiliser des points de référence dans les gels de polymères a déjà été étudiée brièvement auparavant (Archambault *et al.*, 2006b; Trapp *et al.*, 2009). Elle sera évaluée davantage dans les travaux qui seront présentés dans les sections qui suivent.

## **1.4 Caractérisation et validation du montage**

### **1.4.1 Matériels et méthodes**

Des scintillateurs plastiques BCF-12 de 1 mm de diamètre (Saint-Gobain Crystals, Paris, France), possédant un cœur en polystyrène de 0,97 mm et gaine en acrylique, d'environ 2 mm de longueur sont utilisés pour les détecteurs plastiques à scintillation. La densité du BCF-12 est de 1,05 g/cm<sup>3</sup>, le maximum d'émission se situe à 435 nm et l'indice de réfraction du cœur est de 1,60. Pour recueillir la lumière des scintillateurs, des fibres plastiques multimodes ESKA<sup>TM</sup> Premier GH4001 (Mitsubishi Rayon CO., Tokyo, Japan) sont utilisées. Cette fibre optique de 1 mm de diamètre est constituée de plastique (cœur de 0,98 mm en polyméthacrylate de méthyle ou PMMA) et possède un indice de réfraction de 1,49. Pour coupler les scintillateurs aux fibres optiques, les bouts sont préalablement polis à l'aide de papier d'oxyde d'aluminium à grains fins. Du cyanoacrylate (plus connu sous le nom de « super-colle ») est utilisé pour coller le scintillateur à la fibre. Son indice de réfraction de 1,55 à mi-chemin entre celui du scintillateur et de la fibre permet de réduire les pertes lumineuses dans la région couplée (Ayotte *et al.*, 2006).

Ensuite, le signal lumineux des fibres est redirigé vers une caméra 16 bits couleur Apogee U2000C de  $1600 \times 1200$  pixels (Apogee Instruments Inc., California, USA). Le capteur CCD est un capteur fabriqué par Kodak (KAI-2020MC). Selon les spécifications du fabricant, la bande de fréquence du capteur est de 1 MHz pour une digitalisation de 16 bits (niveaux de gris de 0 à 65535). La caméra possède également un cryostat permettant un refroidissement stable du capteur CCD jusqu'à  $-20^{\circ}\text{C}$  pour réduire le bruit thermique. Devant la caméra, un objectif de 8 mm est fixé au moyen d'un support de type « C-mount » pour permettre de focaliser le signal sur la caméra plus efficacement (Megapixel fixed FL lens 8 mm, Edmund Optics, Barrington, New Jersey, USA).

La caméra et l'extrémité de chacune des fibres sont fixées sur une boîte en aluminium fabriquée suivant le design de Lacroix *et al.* (Lacroix *et al.*, 2008). Les fibres optiques sont disposées sur un support amovible permettant de replacer les fibres toujours au même endroit face à la caméra, ce qui permet de garder la calibration des fibres même lorsqu'elles doivent être retirées du montage. De plus, devant la caméra, un bloc de Cerrobend permet la réduction partielle du bruit causé par les radiations traversant le capteur CCD. Des photos et schémas de la boîte se retrouvent dans l'annexe 1 (p. 74).

La déconvolution chromatique est utilisée pour calibrer les PSD (cf. section 1.2.3). Le protocole détaillé des mesures pour la calibration est décrit à l'annexe 2 (p. 98). La calibration des PSD se fait à 5 cm de profondeur dans l'eau en utilisant une cuve d'eau (WP 700 avec un électromètre CU 500E, Wellhöfer Dosimetrie, Swarzenbruck, Germany). Les PSD sont soutenues par un support pouvant soutenir cinq fibres. Ce support est illustré dans les Figures 52 à 54 (cf. annexe 1).

L'acquisition des images se fait via un programme maison C++ utilisant les bibliothèques Root v5.12. Ce logiciel a été conçu avant les travaux de ce projet. Les images sont sauvegardées sous forme matricielle. Ces images sont ensuite chargées dans un programme d'analyse maison qui trouve automatiquement les régions d'intérêts, élimine les pixels défectueux, soustrait le bruit thermique, fait la filtration du bruit radiatif (si nécessaire), trouve les facteurs de calibration, et sauvegarde les informations de calibration. Avec cette calibration, il est ensuite possible de calculer la dose (avec ou sans le filtrage radiatif)

d'images de mesures de doses. Ces autres logiciels ont été conçus dans le cadre des travaux du présent manuscrit.

Lorsque ce n'est pas spécifié, les irradiations sont faites avec l'accélérateur linéaire (linac) Siemens Oncor<sup>TM</sup> Impression (Siemens Medical Solutions, Concord, CA, USA) du département de radio-oncologie du CHUS. Avant toutes les irradiations, l'étalonnage de l'appareil est vérifié avec une chambre à ionisation (NE 2571, graphite thimble, 0,6 cm<sup>3</sup>, NE Technology Ltd, Reading, UK / Keithley 35040 electrometer Keithley Instruments, Inc., Cleveland, OH, USA) dans un fantôme de Plastic Water<sup>TM</sup> (Computerized Imaging Reference Systems, Norfolk, VA, USA).. Un facteur de correction est appliqué aux mesures de façon à optimiser l'exactitude.

En premier lieu, les bruits décrits à la section 1.2.4 ont été mesurés pour la caméra Apogee U2000C. Pour mesurer le bruit thermique, des séries de 10 images noires ont été acquises à des temps d'intégration variant de 1 s à 120 s par image en isolant complètement la caméra de toute lumière. Le bruit radiatif a ensuite été évalué de la même façon que le bruit thermique en plaçant la caméra au bout de la table de traitement d'un appareil au cobalt-60 (Theratron 780) face à un milieu diffusant (une cuve d'eau) irradié avec un champ  $10 \times 10 \text{ cm}^2$  (débit de dose de 0,772 Gy/min à 0,5 cm, DSP 80 cm) pour des temps d'intégration de la caméra variant de 1 à 60 s. Pour des temps d'intégration de 20 et 60 s, les mesures ont aussi été réalisées pour des champs de  $5 \times 5 \text{ cm}^2$ ,  $10 \times 10 \text{ cm}^2$  et  $20 \times 20 \text{ cm}^2$ . Enfin, le bruit de grenaille a été évalué. La technique préconisée ici pour mesurer ce bruit consiste à illuminer la caméra CCD avec une lampe incandescente laissée préalablement allumée pendant quelques heures pour s'assurer que l'intensité était constante. Des séries de 50 images ont ensuite été acquises pour une gamme d'intensités différentes, dans le but de suivre le bruit de grenaille en fonction du niveau de gris mesuré par la caméra. Les mesures de bruits de la caméra sont présentées à la section 1.4.2.

Pour valider que le montage à PSD fonctionne correctement, un rendement en profondeur d'un unité au cobalt-60 (Theratron 780, MDS Nordion, Kanata, Ontario, Canada) a été mesuré à l'aide d'un PSD. Le rendement a été pris dans les conditions suivantes : champ  $10 \times 10 \text{ cm}^2$ , DSP 80 cm, bras 0°, collimateur 180°. Ce rendement a été comparé à la mesure de référence de l'appareil obtenue à l'aide d'une chambre à ionisation.

Par la suite, pour valider que le support pour les PSD permet aux signaux des fibres de toujours exciter la même région sur la caméra CCD, dix mesures ont été faites, suivi d'un retrait et d'une réinsertion du support. Les profils de cinq points sur les dix images ont été comparés. Les mesures de validation du montage à PSD sont présentées dans la section 1.4.3.

Les gels de polyacrylamide utilisés ici sont de type PAG. La recette utilisée et le protocole du mélange sont détaillés à l'annexe 2 p. 101. Puisque les gels de type PAG sont sensibles à l'oxygène, le contenant et les fioles de calibration utilisés sont en verre. Le contenant principal est un cylindre possédant quatre ports d'entrée pour pouvoir insérer des PSD (cf. annexe 1 p. 94 pour une description plus détaillée). Les fioles de calibrations sont également en verre et ont une longueur de 3,5 cm, un diamètre de 1,16 cm et possèdent chacune un couvercle de plastique à fond de caoutchouc (styrène-butadiène).

Ces fioles sont disposées à différentes profondeurs le long de l'axe central dans une cuve d'eau. Une seule irradiation avec un champ de  $10 \times 10 \text{ cm}^2$  à 100 cm de la surface de l'eau permet d'irradier 17 fioles simultanément à des doses différentes. Une ou plusieurs irradiations permettent d'obtenir une courbe de calibration standard. Deux agencements de fioles sont utilisés pour obtenir une courbe de calibration qui inclue un éventail de doses satisfaisant. De la surface de l'eau, le centre des fioles se retrouvent aux profondeurs suivantes pour le premier agencement : 1,5, 5,5, 9,4, 13,5, 17,9, 21,4, 25,4 et 29,3 cm. Pour le second agencement, les profondeurs sont les suivantes : 1,5, 11,3, 23,3 et 33,2 cm. L'atténuation attribuée au verre des fioles est évaluée en remplaçant une à une les fioles de calibration par une chambre à ionisation (Exradin A12, Standard Imaging, Middleton, USA / Keithley 35040 electrometer), puis en comparant les mesures de cette même chambre en l'absence des fioles de calibration. Ces mesures sont utilisées pour obtenir la dose déposée en moyenne dans les fioles dans la courbe de calibration des gels.

Le logiciel de planification de traitement Pinnacle<sup>3</sup> 8.0m (Philips Medical Systems, Andover, MA, USA) est utilisé pour obtenir des distributions de doses en trois dimensions. Le montage, constitué du cylindre couché et immergé dans une cuve d'eau, a donc été imagé au tomodensitomètre (Picker PQ5000, Philips Medical Systems, Andover, MA, USA)). Dans le but de valider les calculs de doses de Pinnacle<sup>3</sup>, des mesures à la chambre à

ionisation (Exradin A12) ont été faites en un point à l'intérieur du cylindre dans le montage au centre d'un champ radiatif de 200 UM, 10 x 10 cm<sup>2</sup> à 6 MV avec le cylindre dans la même position que lors des manipulations effectuées dans la section « Materials and Methods » du chapitre 2. Les mesures ont été répétées en retirant le cylindre du montage. De même, des simulations avec le montage normal et avec le cylindre remplacé par de l'eau ont été effectuées dans Pinnacle<sup>3</sup>.

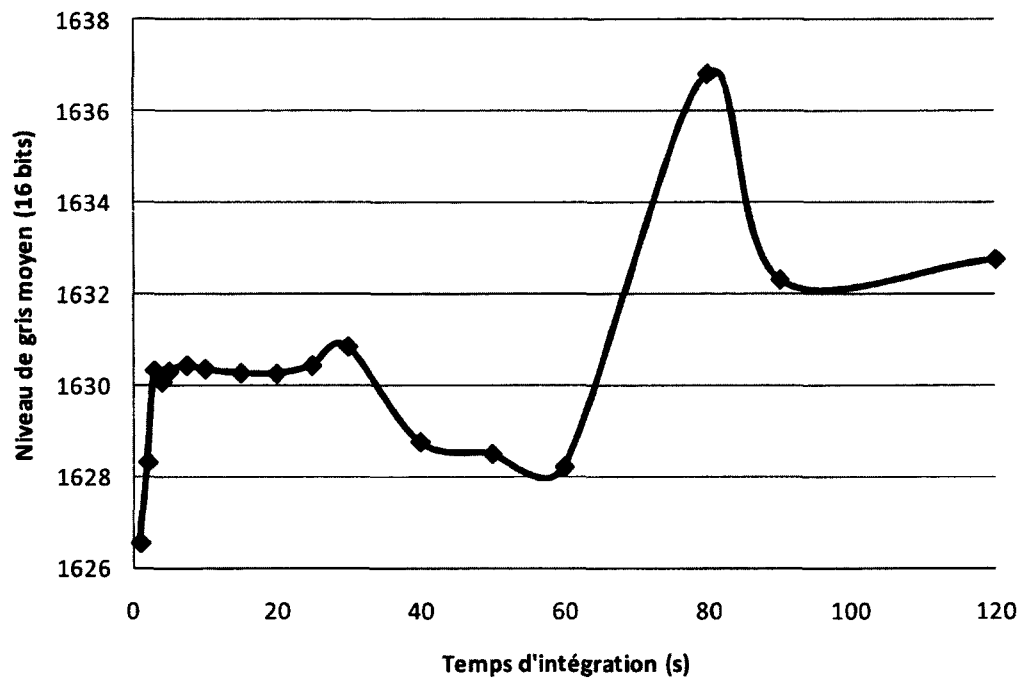
Finalement, le protocole d'irradiation des gels avec les PSD est disponible à l'annexe 2 à la page 103.

#### 1.4.2 Caractérisation de la caméra CCD

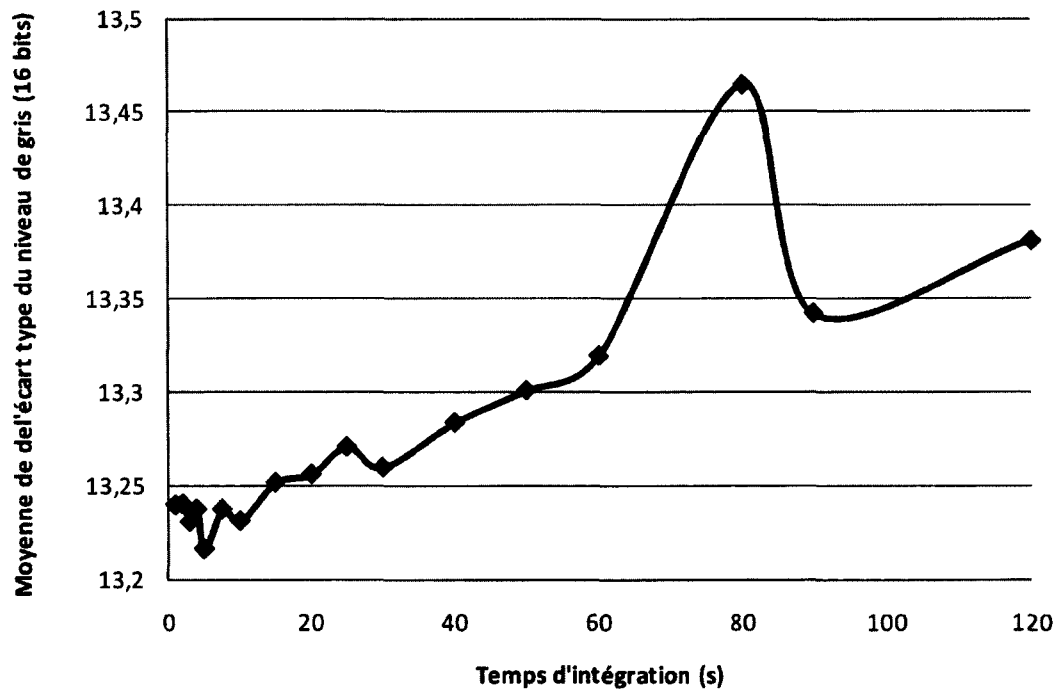
Avant de mesurer des doses avec les PSD, il est important de caractériser le montage adéquatement. En premier lieu, le bruit thermique a été mesuré. Les valeurs moyennes du niveau de gris et des écarts types moyens obtenus en fonction du temps d'intégration sont présentées dans les figures 5 et 6 respectivement.

Ces graphiques illustrent que le bruit thermique présent sur les images noires est peu influencé par le temps d'intégration. En fait, le bruit thermique semble varier essentiellement lors des légères fluctuations de la température du capteur CCD au cours du temps. Les variations visibles sur la **Erreur ! Source du renvoi introuvable.** proviennent vraisemblablement de cet effet. L'écart type présenté à la **Erreur ! Source du renvoi introuvable.** est quand à lui encore plus stable avec une variation de moins de 1 niveau de gris. Il est cependant possible de voir une faible augmentation de l'écart type moyen en fonction du temps d'intégration. Pour mieux comprendre la provenance de cette augmentation, il faut regarder les distributions du niveau de gris des pixels en fonction du temps d'intégration. La Figure 7 illustre un zoom sur cette distribution.

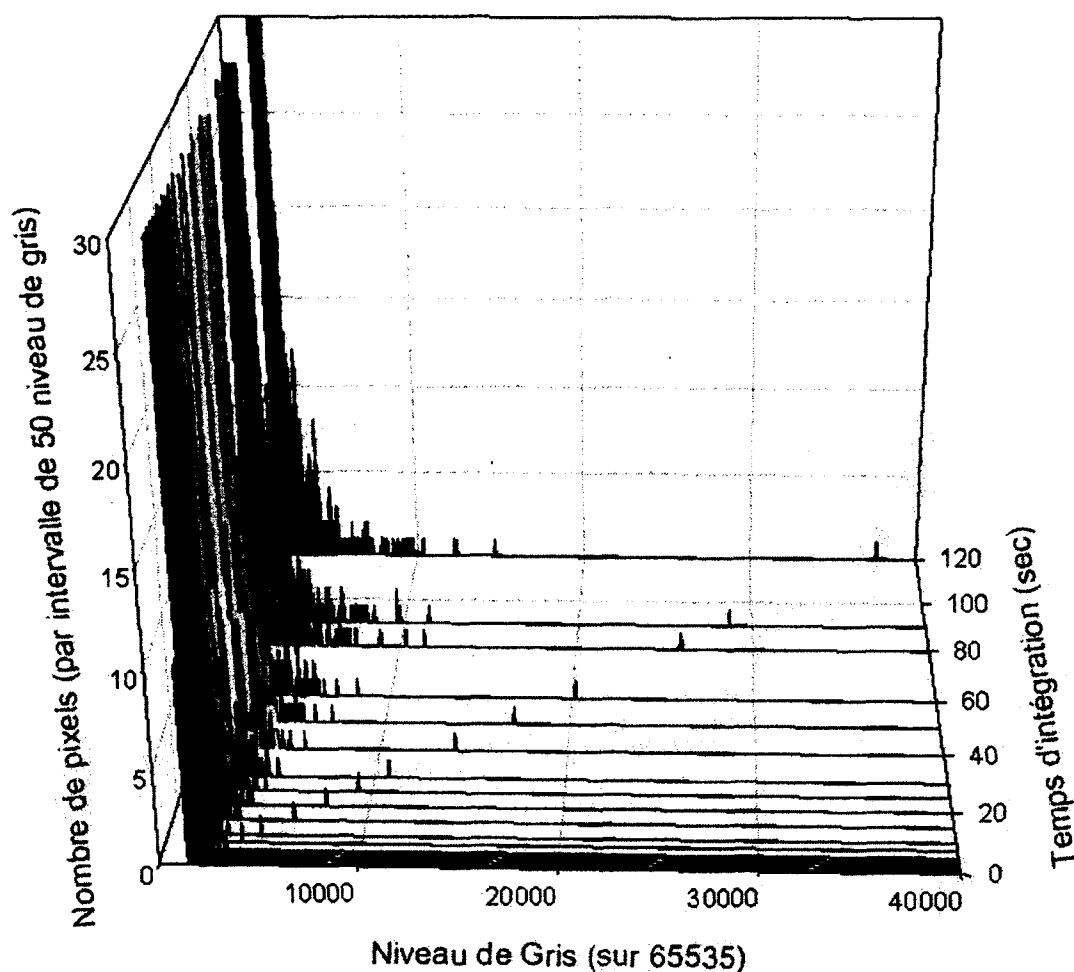




**Figure 5** Niveaux de gris moyens des pixels sur 10 images noires en fonction du temps d'intégration. Les barres d'erreur sont plus petites que les symboles.



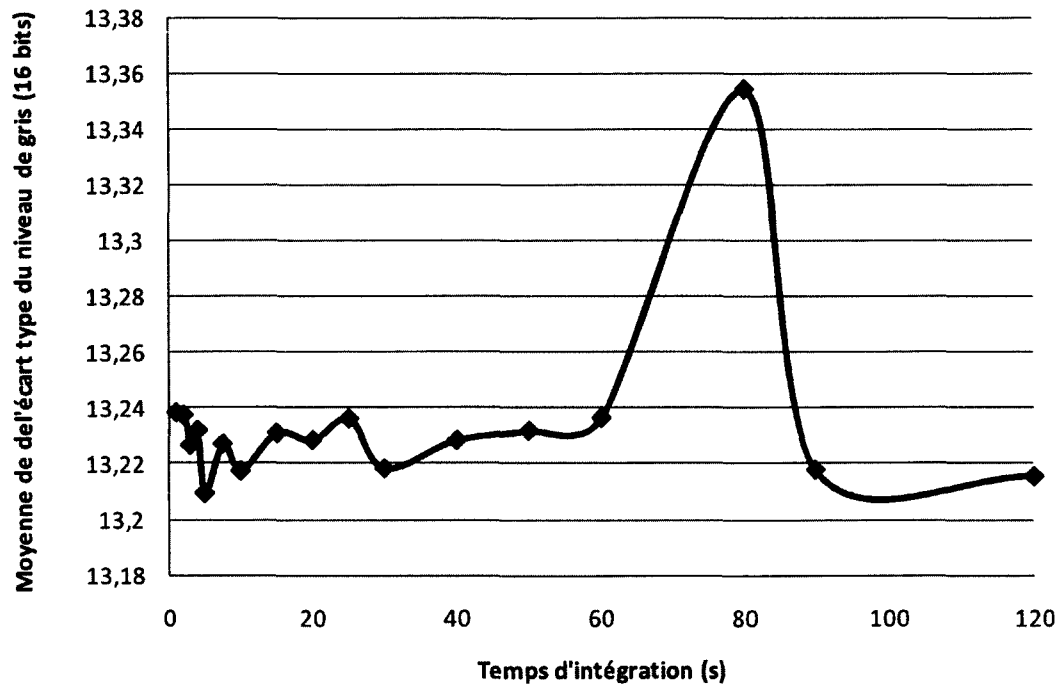
**Figure 6** Écart type moyen du niveau de gris des pixels sur 10 images noires en fonction du temps d'intégration. Les barres d'erreur sont plus petites que les symboles.



**Figure 7** Zoom sur les pixels avec un niveau de gris élevé dans les distributions du niveau de gris des pixels en fonction du temps d'intégration pour des séries de dix images noires.

Sur cette figure, l'échelle a été réduite pour voir les pixels qui se retrouvent dans des intervalles de niveau de gris plus élevé. En effet, dans les intervalles plus bas, le nombre de pixels reste sensiblement le même. Cependant, sur le graphique, il est possible de voir que quelques pixels accumulent des charges même si aucune lumière n'atteint le détecteur. Ceci indique que ces pixels donneront des niveaux de gris plus élevés à plus grand temps d'intégration. Ces pixels pourraient avoir été abimés de façon permanente par la radiation. Clairement, ces pixels sont défectueux et doivent être ignorés pour les mesures de dose. Une mesure d'images noires post-irradiation avec un grand temps d'intégration (p. ex. 120 s) permet facilement de localiser ces pixels défectueux. Pour revenir à la **Erreur ! Source du renvoi introuvable.**, la légère augmentation notée de l'écart type moyen provient

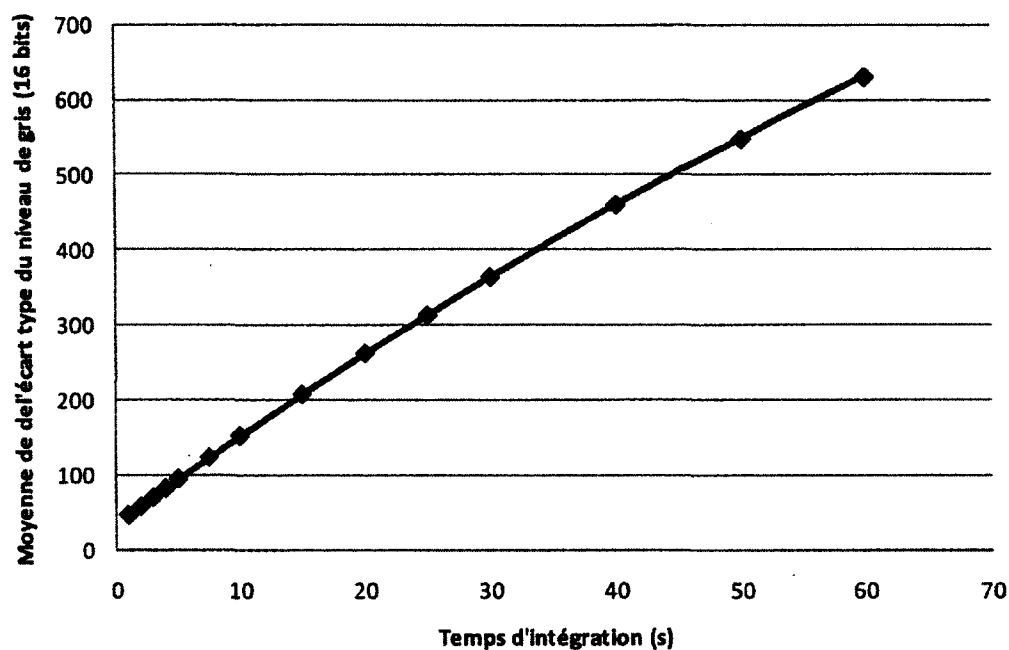
essentiellement des pixels défectueux. En ne tenant pas compte des 53 pixels sur un total de 1 920 000 qui ont un niveau de gris >5000 pour un temps d'intégration de 120 s, cette faible augmentation disparaît de l'écart type moyen. Ce dernier est illustré dans la Figure 8.



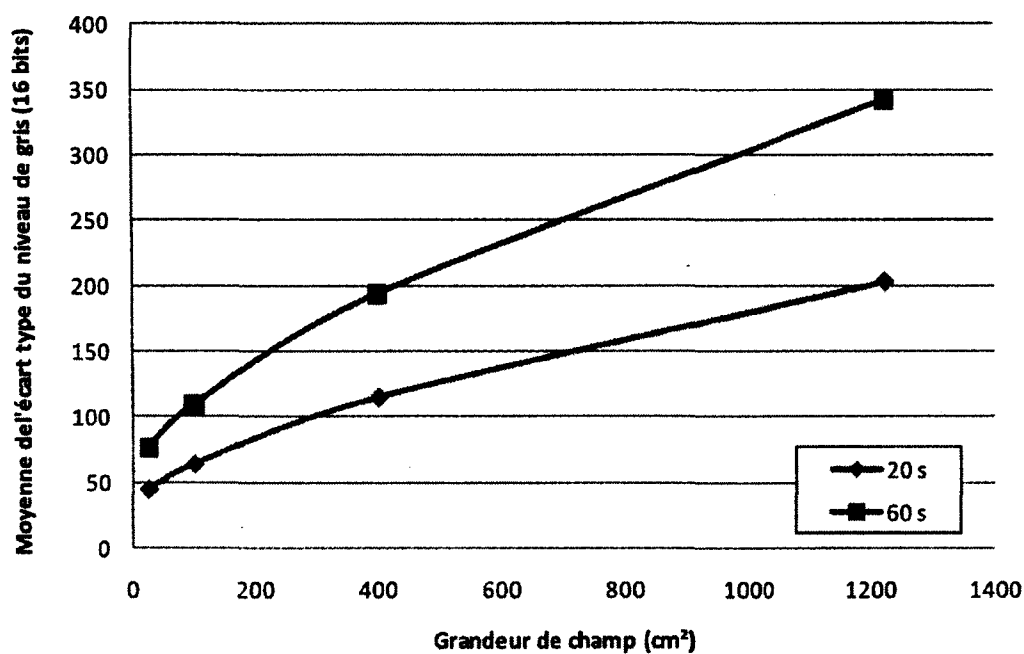
**Figure 8** Écarts type moyens du niveau de gris des pixels sur 10 images noires en fonction du temps d'intégration qui ne tiennent pas compte de 53 pixels potentiellement défectueux dont le niveau de gris est supérieur à 5 000 pour un temps d'intégration de 120 s. Les barres d'erreur sont plus petites que les symboles.

L'analyse du bruit thermique a été réalisée en l'absence de radiations. Comme cela a été discuté dans la section 1.2.4, les radiations peuvent exciter aléatoirement des pixels et produire un signal aléatoire pouvant contaminer le calcul de dose. Ce phénomène, appelé bruit radiatif, est non-négligeable lorsque la caméra est placée sur le bout de la table de traitement. Les deux graphiques ci-dessous montrent l'écart type des valeurs des pixels sur des séries de 10 images en fonction du temps d'intégration de la caméra et/ou de la grandeur de champ.

De ces graphiques, il devient assez clair que le bruit radiatif doit être filtré ou diminué; surtout considérant que les radiations sont déjà partiellement bloquées par le bloc de Cerrobend présent sur le montage devant la caméra.

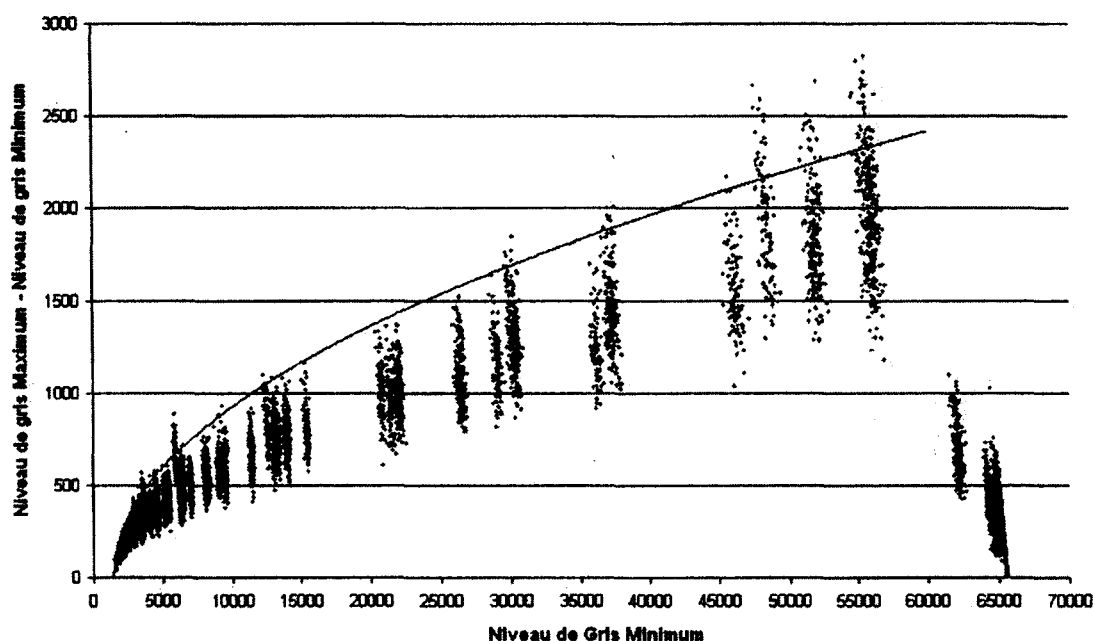


**Figure 9** Moyenne de l'écart type du niveau de gris des pixels sur 10 images noires en présence de radiation en fonction du temps d'intégration. Le bruit radiatif provient de l'appareil Theratron 780 pour un champ de  $10 \times 10 \text{ cm}^2$  avec un milieu diffusant (cuve d'eau) irradié. Les barres d'erreur sont plus petites que les symboles.



**Figure 10** Moyenne de l'écart type du niveau de gris des pixels sur 10 images noires en présence de radiation en fonction de la grandeur de champ (carré) pour des temps d'intégration de 20 et 60 s. Le bruit radiatif provient de l'appareil Theratron 780 avec un milieu diffusant (cuve d'eau) irradié. Les barres d'erreur sont plus petites que les symboles.

Pour permettre la filtration radiative, le bruit de grenaille (ou « shot noise » en anglais) de la caméra Apogee Alta U2000C a été évalué. Dans ce contexte, l'élément important de cette mesure est de vérifier la variation maximale possible de la mesure d'un pixel attribuable au bruit de grenaille, pour permettre l'utilisation d'une méthode de filtration radiative si nécessaire. La Figure 11 montre la différence entre la valeur maximale et minimale du niveau de gris du même pixel dans une série de 50 acquisitions d'une intensité constante en fonction de la valeur minimale. Ainsi, les diverses séries de 50 images permettent de couvrir approximativement l'ensemble des niveaux de gris de la caméra.



**Figure 11** Bruit de grenaille maximal pour les pixels de la caméra numérique Apogee U2000c calculé à partir de séries de 50 images. La courbe noire indique le bruit de grenaille maximum estimé à partir de ces résultats.

De l'Équation 10, les données de la Figure 11 suivront donc une racine carrée. Sachant cela, un ajustement a été approximé avec les valeurs maximales des différents nuages de points pour déterminer la différence maximale possible résultant du bruit de grenaille. Cet ajustement est illustré par la courbe noire de la Figure 11. Les points correspondant à un niveau de gris minimum de 60000 ont été délibérément ignorés puisqu'ils subissent l'effet de la saturation du détecteur. C'est donc cette différence qui sera utilisée pour discriminer les pixels excités par le bruit radiatif. L'équation de cette courbe est la suivante :

**Équation 23** 
$$BG_{Max}(NG_{Min}) = 10\sqrt{NG_{Min} - 1450} ,$$

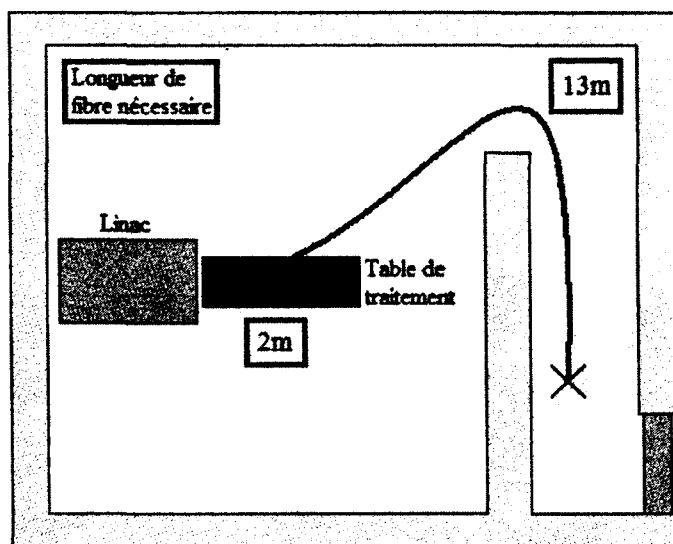
où  $BG_{Max}$  est le bruit de grenaille maximum et  $NG_{Min}$  est le niveau de gris minimum de la série de mesure à intensité constante. Certains points de la Figure 11 dépassent la courbe définie par l'Équation 23. Cependant, puisque les mesures sont en général prises par série de 5 images plutôt que 50, il est improbable que le bruit de grenaille génère des différences dépassant cette courbe. Augmenter la courbe pourrait impliquer un apport supplémentaire du bruit radiatif dans les mesures, ce qui n'est pas souhaitable. Enfin, les mesures n'excèdent pas des niveaux de gris de 30 000 pour s'assurer d'obtenir des mesures stables de la caméra CCD. Ceci réduit d'avantages les possibilités que le bruit de grenaille des mesures soit supérieur à la courbe de l'Équation 23.

Dans le contexte où des PSD seront insérées dans des gels pour servir de points de référence, des irradiations uniques devront être faites. En effet, les gels étant des dosimètres chimiques ils ne peuvent être réinitialisés pour effectuer plusieurs irradiations. Il devient donc impensable de filtrer le bruit radiatif de cette façon, puisque les images ne sont plus nécessairement corrélées entre elles. Comme une caméra couleur est utilisée, la filtration spatiale n'est pas envisageable (cf. section 1.2.4).

L'approche utilisée ici est donc d'éloigner la caméra de la source de radiation pour réduire au maximum le bruit radiatif. La caméra a donc été déplacée près de la porte de sortie à l'intérieur de la casemate de mesure. La Figure 12 illustre cet endroit et indique la longueur de fibre nécessaire pour permettre les mesures.

De l'autre côté de la chicane, en effectuant des irradiations à 6MV dans les conditions qui seront utilisées pour les mesures, aucun bruit radiatif n'a pu être détecté. Dans ces conditions, aucun filtrage radiatif n'est nécessaire en utilisant la caméra à cet endroit. Cependant, comme le montage est plus éloigné de la source radiative, des fibres plus longues doivent également être utilisées. Étant donné que peu de fibres sont nécessaires ici, l'augmentation de coût est négligeable. Augmenter la longueur des fibres implique une diminution du signal. Cependant, les doses d'irradiation sont suffisantes pour produire un signal intense. La diminution du signal n'influencera donc pas le ratio signal/bruit et l'incertitude si le temps d'intégration de la caméra est adéquatement ajusté. En résumé,

l'utilisation de fibres de 13 mètres avec la caméra en retrait derrière la chicane devient une solution idéale pour éliminer le bruit radiatif lors des mesures dans le cadre de ce mémoire.



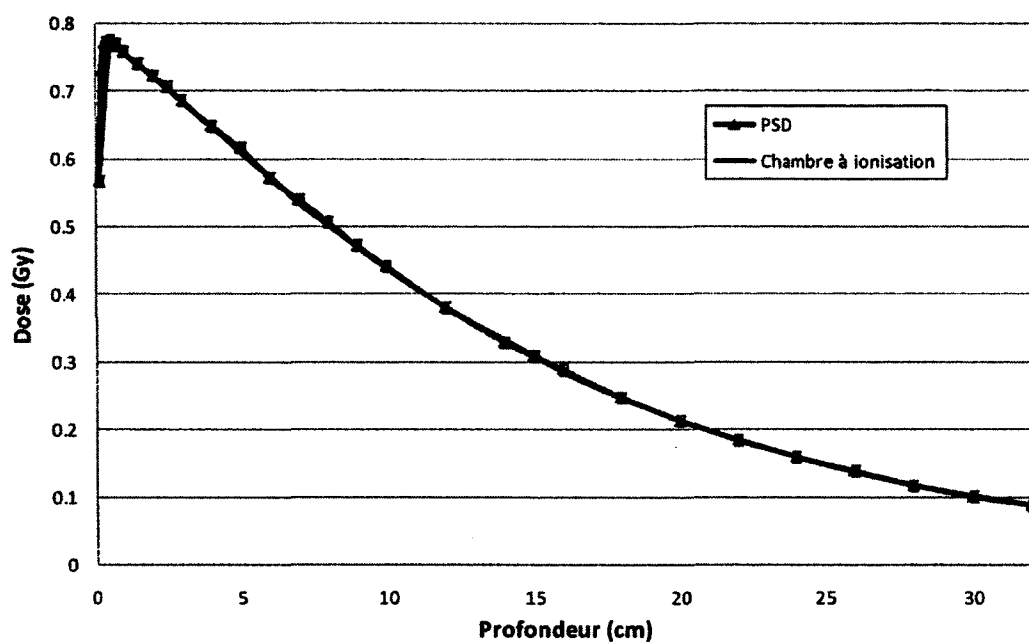
**Figure 12** Schéma des longueurs de fibres nécessaires pour utiliser le montage à détecteurs plastiques à scintillation au bout de la table ou de l'autre côté de la chicane de la casemate de l'accélérateur linéaire Siemens du département de radio-oncologie du CHUS.

### 1.4.3 Vérification de la validité du montage à détecteurs plastiques à scintillation

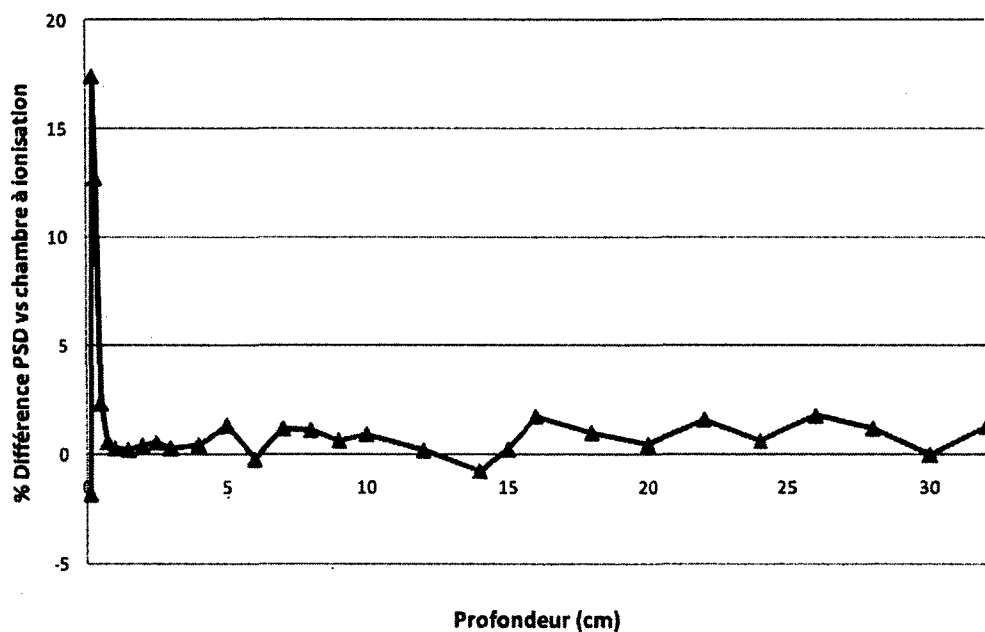
Le premier test fut de mesurer un rendement en profondeur du Theratron 780 (cobalt-60). Le débit de la source étant bien connu et les rendements ayant été mesurés de nombreuses fois par des chambres à ionisation, il était aussi facile de valider les mesures de l'appareil. La graphique de la Figure 13 montre le rendement en profondeur obtenu à l'aide d'une chambre à ionisation et celui obtenu des mesures d'un PSD. La Figure 14 montre la différence en pourcentage entre les deux séries de mesures.

Ces mesures montrent que le montage de PSD et les programme d'analyse fonctionnent correctement, puisque l'erreur obtenue de ces mesures ne dépasse pas les 2% sauf en surface. La différence en surface ne peut pas s'expliquer par un mauvais positionnement d'un des détecteurs. Cette différence s'explique plutôt par l'effet de volume des mesures de la chambre à ionisation qui moyenne les valeurs dans les forts gradients. Le volume des PSD est petit; les mesures peuvent donc mettre en évidence des variations de doses plus abruptes. Cela se traduit donc par une différence plus importante avec la chambre à ionisation pour la dose en surface.

En résumé, suite à ces mesures, il s'avère que le montage des PSD et les logiciels sont fonctionnels.



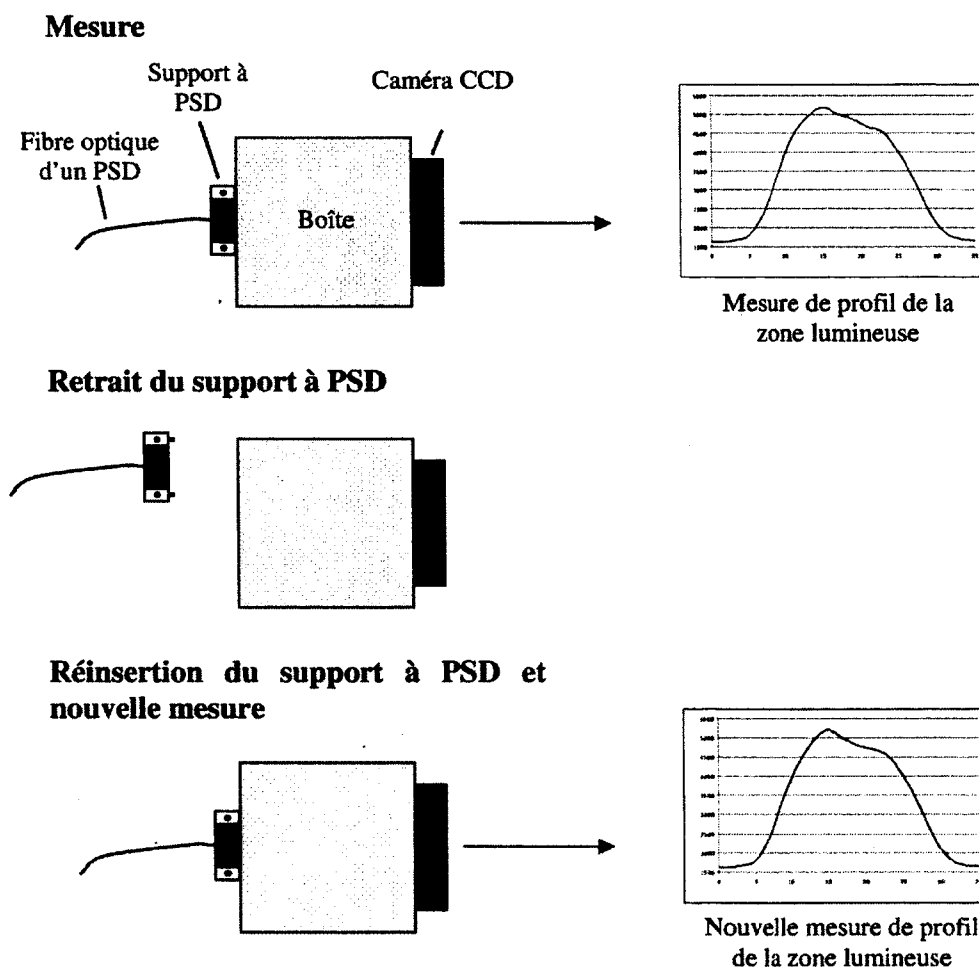
**Figure 13** Rendement en profondeur du Theratron 780 (cobalt-60) mesuré avec un détecteur plastique à scintillation et avec une chambre à ionisation.



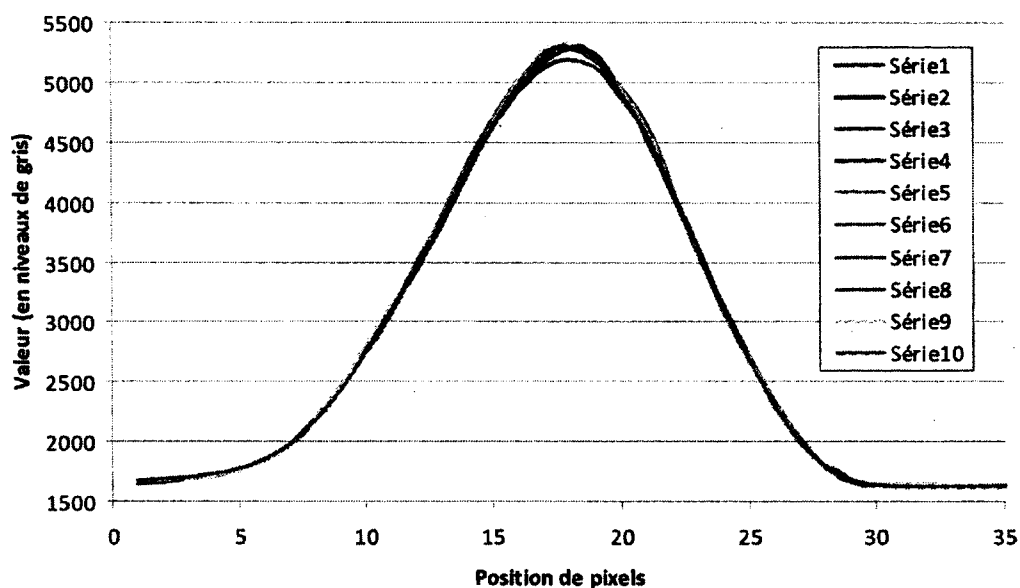
**Figure 14** Différence en pourcentage entre les mesures du scintillateur plastique à scintillation et de la chambre à ionisation pour le rendement en profondeur du Theratron 780 (cobalt-60).



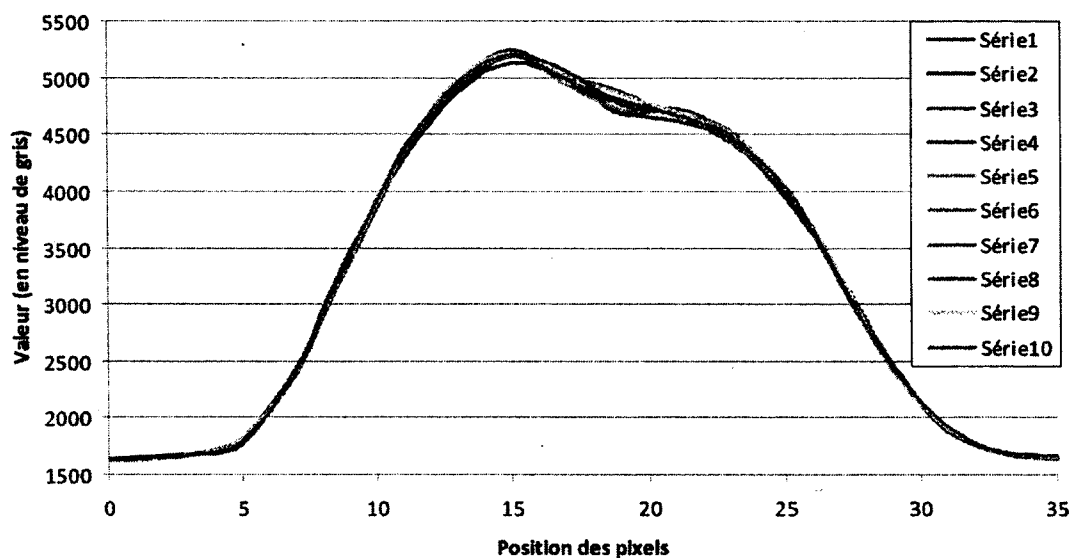
Ensuite, pour être utilisée dans les gels, la calibration des PSD doit demeurer valide même si les détecteurs quittent le montage. Le test consiste donc à effectuer plusieurs retraits et insertions du support à fibres (cf. Figure 38) maintenant l'extrémité d'une fibre de PSD devant la caméra CCD et de vérifier si les zones lumineuses correspondant à chaque fibre se déplacent (cf. Figure 15). Ce test avait déjà été effectué sur le montage original de Lacroix *et al.* (Lacroix *et al.*, 2008). Cependant, ce test a aussi été effectué ici pour vérifier que les résultats étaient toujours valides pour le montage fabriqué dans le cadre de ce mémoire. Après une filtration du bruit radiatif, les graphiques ci-dessous montrent 10 profils verticaux (Figure 16) et horizontaux (Figure 17) d'une seule zone après des retraits et insertions successifs.



**Figure 15** Illustration des retraits et insertions du support à fibres optiques sur la boîte devant la caméra CCD pour vérifier la reproductibilité de l'emplacement des zones lumineuses sur le capteur CCD.



**Figure 16** Profils verticaux filtrés (pour soustraire le bruit radiatif) d'une zone lumineuse (pixels bleus seulement) résultant d'irradiations identiques effectuées sur un détecteur plastique à scintillation disposé sur le support à fibre qui est retiré et inséré dans le montage pour vérifier les mouvements potentiels du signal.



**Figure 17** Profils horizontaux filtrés (pour soustraire le bruit radiatif) d'une zone lumineuse (pixels bleus seulement) résultant d'irradiations identiques effectuées sur un détecteur plastique à scintillation disposé sur le support à fibre qui est retiré et inséré dans le montage pour vérifier les mouvements potentiels du signal.

En premier lieu, la forme non gaussienne de la Figure 17 est due au fait que la fibre n'était pas parfaitement polie. Cependant, cela n'empêche pas de tirer les conclusions pertinentes sur la stabilité des zones lumineuses. Mise à part quelques petits écarts des courbes provenant du filtrage du bruit radiatif, il est clair ici que les retraits et insertions du support à

fibres ne modifient pas la position de la zone lumineuse. Les variations de positions sont inférieures à 0,1 pixel, ce qui permet de valider que la calibration sera conservée même si le support à fibres est retiré et plus tard réintroduit dans le montage.

Enfin, certains problèmes de calibration ont été observés lorsque le support à fibres était manipulé en dehors du montage. Des contacts du bout de la fibre avec de la poussière, des doigts, etc. sont probables, modifiant la transmission lumineuse en sortie des fibres et donc aussi la calibration. Un contenant fermé a donc été fabriqué permettant de ranger le support à fibres sans risque de modification de l'état de la surface du bout des fibres.

#### 1.4.4 Caractérisation du montage à gels de polymères

Les gels de type PAG ne doivent pas être en contact avec l'oxygène. Pour éviter cela, des contenants en verre sont utilisés. Comme le verre n'est pas équivalent à l'eau d'un point de vue radiatif, il est important de connaître les effets des contenants sur les dépôts de doses.

Le premier test consistait à déterminer les effets des fioles de verre servant à la calibration sur le rendement en profondeur. Les résultats obtenus sont comparés au rendement en profondeur dans l'eau dans les mêmes conditions à la Figure 18, et les pourcentages obtenus sont également transcrits dans le Tableau 1.

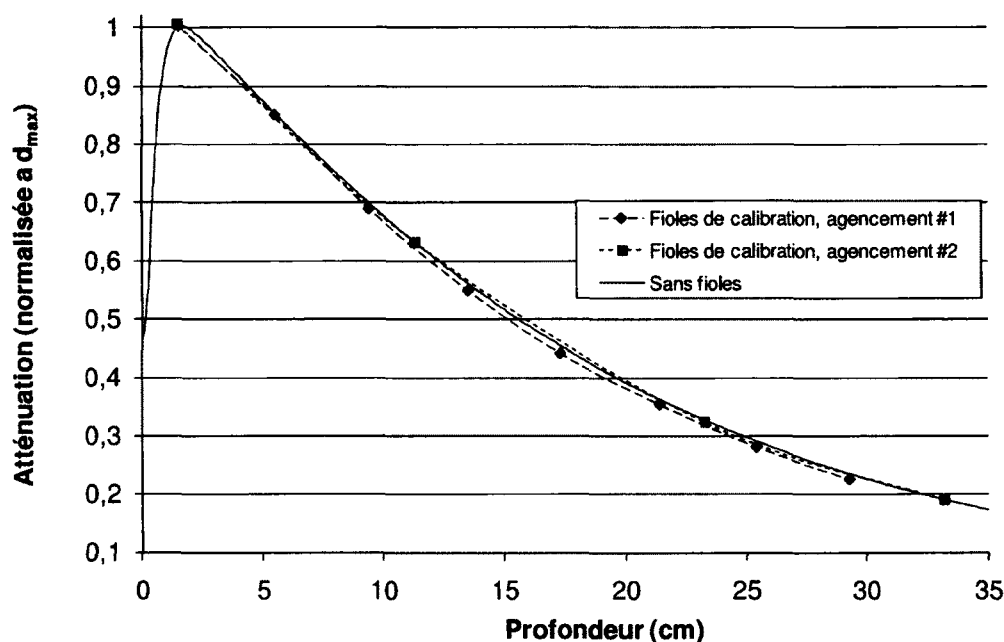
De ces mesures, il est évident que les fioles ont un effet sur le dépôt de la dose, provoquant une atténuation graduelle dépendant du nombre de fioles. Ces valeurs seront utilisées pour définir la valeur de dose distribuée dans chacune des fioles lors des calibrations. L'autre récipient pouvant modifier la dose est le cylindre de borosilicate servant à contenir le gel pour la mesure. Encore une fois, les rendements en profondeur standards seront modifiés. La moyenne des mesures réalisées avec la chambre à ionisation dans le cylindre a été divisée par la moyenne de mesures réalisées dans l'eau seulement. Ce rapport, défini ici comme le « facteur cylindre », est le suivant :

$$\text{Équation 24} \quad \text{Facteur cylindre} = \frac{\text{Mesure dans cylindre}}{\text{Mesure dans l'eau}} = 0.991.$$

Ce même facteur peut facilement être obtenu dans Pinnacle<sup>3</sup> en effectuant le rapport des doses obtenues des simulations hétérogènes et homogènes (dans l'eau) :

$$\text{Équation 25} \quad \text{Facteur cylindre Pinnacle}^3 = \frac{\text{Pt simulation hétérogène}}{\text{Pt simulation homogène}} = 0.983.$$

La faible différence de  $\approx 0,8\%$  entre les deux montre que les résultats de Pinnacle<sup>3</sup> sont assez réalistes, surtout en considérant les incertitudes de positionnement possibles qui pourraient entraîner des variations dans les résultats expérimentaux.



**Figure 18** Rendements en profondeur dans l'eau, sans et avec des fioles de calibration en verre suivant deux agencements de fioles insérées dans le support (listés dans le Tableau 1). Les barres d'erreur sont plus petites que les symboles.

| Agencement | Trou | Profondeur | Mesure***   | Mesure normalisée<br>p/r à d <sub>max</sub> dans l'eau | Rendement en<br>profondeur dans l'eau | % diff    |
|------------|------|------------|-------------|--|---------------------------------------|-----------|
| #          | #    | cm         | nC          | -  | -                                     | %         |
|            |      | $\pm 0,1$  | $\pm 0,001$ | $\pm 0,001$  | $\pm 0,001$                           | $\pm 0,1$ |
| 1          | 1    | 1,5        | 7,369       | 1,003  | 1,000                                 | 0,3       |
|            | 3    | 5,5        | 6,253       | 0,851  | 0,854                                 | -0,3      |
|            | 5    | 9,4        | 5,066       | 0,690  | 0,700                                 | -1,5      |
|            | 7    | 13,5       | 4,035       | 0,549  | 0,562                                 | -2,2      |
|            | 9    | 17,3       | 3,241       | 0,441  | 0,455                                 | -3,0      |
|            | 11   | 21,4       | 2,599       | 0,354  | 0,362                                 | -2,3      |
|            | 13   | 25,4       | 2,060       | 0,280  | 0,291                                 | -3,6      |
|            | 15   | 29,3       | 1,654       | 0,225  | 0,236                                 | -4,4      |
| 2          | 1    | 1,5        | 7,389       | 1,006  | 1,000                                 | 0,6       |
|            | 6    | 11,3       | 4,649       | 0,633  | 0,633                                 | -0,1      |
|            | 12   | 23,3       | 2,374       | 0,323  | 0,328                                 | -1,4      |
|            | 17   | 33,2       | 1,397       | 0,190  | 0,191                                 | -0,4      |

\*\*\* Moyennes de trois mesures corrigées pour la température et la pression.

**Tableau 1** Rendements en profondeur obtenus de mesures à la chambre à ionisation dans la cuve d'eau avec des fioles de calibration en verre suivant deux agencements de fioles insérées dans le support, comparés avec le rendement en profondeur dans l'eau seulement.

## Chapitre II

**Accurate calibration of a polymer gel dosimeter with a plastic scintillation detector.**

**Auteurs de l'article :** Nicolas M. Tremblay, Vincent Hubert-Tremblay, Rachel Bujold, A. Sam Beddar, Luc Beaulieu et Martin Lepage.

**Statut de l'article :** Accepté pour publication le 18 mars 2011 au journal *Medical Physics*.

**Avant-propos :**

Ma contribution au niveau du travail fait dans le cadre de cet article a été importante. Tout d'abord, j'ai été responsable de la reproduction d'un montage pour les détecteurs plastiques à scintillation déjà existant. J'ai donc du faire les dessins techniques, superviser la fabrication, caractériser et valider le montage. J'ai aussi dû améliorer certaines composantes du montage que j'ai dessiné et fabriqué. J'ai aussi programmé les logiciels de calibration et d'analyse d'images. Ensuite, même si je ne suis pas à la source de la fabrication du cylindre servant à contenir les gels pour les mesures, j'ai moi-même fait le scan du montage que j'ai planifié dans le logiciel de planification Pinnacle<sup>3</sup>. J'ai aussi mélangé les gels, irradiés les échantillons et imagés ceux-ci à l'imagerie par résonnance. Enfin, j'ai aussi fait les mesures à la chambre à ionisation, les mesures par film (sauf les courbes de calibration), ainsi que toute l'analyse des données et la majeure partie de l'interprétation des résultats.

Pour conclure, je suis à l'origine de la majeure partie de la rédaction, en étant bien sûr supervisé par mes directeurs de recherche.

## Résumé

**But :** La dosimétrie à gel de polymère est une forme de mesures des radiations avec beaucoup de potentiel puisqu'elle permet d'obtenir des distributions de doses en trois dimensions assez sophistiquées. Dans cet article, nous proposons une nouvelle méthode de calibration permettant d'améliorer grandement l'exactitude des dosimètres à gel de polymère en utilisant un détecteur plastique à scintillation (PSD) dans le gel, permettant de fournir une dose de référence.

**Méthodes :** Des PSD ont été calibrés en utilisant la déconvolution chromatique, puis insérés dans des dosimètres à gel de polyacrylamide (PAG). Le gel avec les PSD ont ensuite été immergés dans une cuve d'eau et irradiés à l'aide de champs de 6 MV filtrés par des filtres en coin pour obtenir des variations de doses notables. Des fioles de calibrations contenant du gel provenant de la même recette ont également été irradiées pour obtenir une courbe de calibration standard. La distribution des valeurs de vitesses de relaxation nucléaire transverse ( $R_2$ ) a été déterminée avec une séquence multi-échos et multicouches à 1,5 Tesla. D'autres points de calibrations furent obtenus en assignant la valeur de  $R_2$  autour des fibres à la valeur de la dose qu'elles ont mesurées. Un point de calibration provenant d'un PSD situé dans une région à faible gradient de dose fut utilisé pour corriger la courbe calibration standard, générant trois nouvelles courbes de calibration. Les résultats ont été comparés avec des mesures faites avec des films GAFCHROMIC™ EBT2 acquises dans des conditions similaires ainsi qu'avec des simulations de doses de traitements fournies par le logiciel Pinnacle<sup>3</sup>.

**Résultats :** La valeur absolue moyenne de l'erreur de la méthode de calibration standard a varié de 6,1% à 12,4%. Le critère de l'indice gamma correspondant (3%/3 mm) a été satisfait au mieux pour seulement 56% des voxels comparativement aux simulations du logiciel de planification Pinnacle<sup>3</sup> et comparativement à des mesures réalisées avec des films radiochromiques EBT2 pour la région centrale du champ de radiation. Les méthodes de calibration utilisant un PSD ont réduit l'inexactitude absolue moyenne sous les 4%; cette valeur était inférieure à 2.6% pour une des trois méthodes. Pour celle-ci, 98% des voxels ont répondu au critère de l'indice gamma.

**Conclusion :** L'exactitude des dosimètres de type PAG peut être significativement améliorée en utilisant un point de référence provenant d'un détecteur plastique à

scintillation. La meilleure procédure de calibration a été obtenue en corrigeant la pente de la courbe de calibration décrite par les fioles de calibrations pour correspondre à la valeur de  $R_2$  autour du PSD de référence tout en gardant constante la valeur de  $R_2$  à 0 Gy.

# Accurate calibration of a polymer gel dosimeter with a plastic scintillation detector

**Nicolas M. Tremblay**

*Centre d'imagerie moléculaire de Sherbrooke, Université de Sherbrooke, Sherbrooke J1H 5N4, Québec, Canada and Service de radio-oncologie, Centre hospitalier universitaire de Sherbrooke, Sherbrooke J1H 5N4, Québec, Canada*

**Vincent Hubert-Tremblay and Rachel Bujold**

*Service de radio-oncologie, Centre hospitalier universitaire de Sherbrooke, Sherbrooke J1H 5N4, Québec, Canada*

**A. Sam Beddar**

*Department of Radiation Physics, The University of Texas M. D. Anderson Cancer Center, Houston, Texas 77030*

**Luc Beaulieu**

*Département de physique, de génie physique, et d'optique, Université Laval, Québec G1V 0A6, Québec, Canada and Département de radio-oncologie, Hôtel-Dieu de Québec, Centre hospitalier universitaire de Québec G1R 2J6, Québec, Canada*

**Martin Lepage<sup>a)</sup>**

*Centre d'imagerie moléculaire de Sherbrooke, Université de Sherbrooke, Sherbrooke J1H 5N4, Québec, Canada*

**Purpose:** Three dimensional dose polymer gel dosimetry measurements provide unique information on sophisticated dose distributions. In this study, we propose a novel method to improve the accuracy of polymer gel dosimeters by inserting a plastic scintillation detector (PSD) to provide a dose reference.

**Methods:** PSD dosimeters were calibrated using chromatic deconvolution and then inserted into polyacrylanide gel (PAG) dosimeters. The gel and the PSDs were immersed into water and irradiated with 6 MV wedge filtered beams to obtain a wide range of dose variation. Calibration vials containing the same gel were also irradiated to generate a standard calibration curve. The distribution of magnetic nuclear transverse relaxation rate ( $R_2$ ) values of the gel was determined with a multi-slice multi-echo MRI sequence at 1.5 T. Another calibration curve was obtained by assigning the  $R_2$  values in the gel surrounding the scintillators to the dose determined by the PSDs. A reference calibration point from a PSD located in a low dose gradient area served to correct the standard calibration method yielding three novel calibration methods. The results were compared with EBT2



GAFCHROMIC™ film measurements acquired in the same condition and with the Pinnacle<sup>3</sup> treatment planning dose calculations.

**Results:** The mean absolute error of the standard calibration method ranged from 6.1% to 12.4%. The corresponding gamma index (3% / 3 mm distance to agreement) criterion was satisfied for only 56% of the pixels in the middle slice of the gel compared to Pinnacle<sup>3</sup> dose calculations and to EBT2 film measurements in the center part of the field. Calibration methods using a PSD reduced the mean absolute error to less than 4%; this value was under 2.6% for one of the three methods. In that case, 98% of the pixels obtained a satisfactory gamma index criterion.

**Conclusion:** The accuracy of PAG dosimeters may be highly improved using one reference dose point measurement using a plastic scintillation detector. The best calibration procedure corrected the slope of the calibration curve derived from calibration vials to match the  $R_2$  value around a PSD calibration, while keeping the  $R_2$  value at 0 Gy constant.

Key words: polymer gel dosimeters, plastic scintillation detectors, accuracy, calibration.

## I. INTRODUCTION

Several calibration methods have been proposed for polyacrylamide gel (PAG) dosimeters.<sup>1</sup> The most commonly used method consists in filling calibration vials and a selected phantom with the same batch of gel. The vials are irradiated to a known dose in order to correlate the dose to the nuclear magnetic transverse relaxation rate ( $R_2 = 1/T_2$ ). Relative dose measurements were usually satisfactory, but dosimetric inaccuracies have been experienced<sup>2-7</sup>, mostly observed as an overestimation of the dose delivered. Many issues were pointed out which include the dose rate<sup>8</sup>, the difference in cooling history of the gel between the calibration vials and the phantom,<sup>9</sup> thermal history during irradiation<sup>10-11</sup> and oxygen contamination.<sup>12-13</sup>

One promising strategy to improve the gel accuracy could be through the utilization of one or more reference dose points inside the gel. Plastic scintillating detectors (PSDs) are water-equivalent and offer the possibility to obtain dose measurements with a higher spatial resolution than most ionization chambers.<sup>14,15</sup> The response of PSDs is independent of temperature between 18°C and 30°C<sup>14</sup>; which is the normal temperature range for polymer gel dosimeters. With proper calibration, it is also possible to obtain accurate doses

to within 2%.<sup>16-19</sup> The PSD is thus ideally suited to provide a dose reference point within a polymer gel dosimeter with little impact on MRI signal and on dose distributions.

Preliminary reports using this approach have been encouraging.<sup>20-21</sup> In this work, we thoroughly evaluate different procedures for calibrating the gel dosimeters using the information provided by PSDs as reference dose points. The performance of these novel methods will be compared to Pinnacle<sup>3</sup> dose calculations and GAFCHROMIC<sup>TM</sup> EBT2 films, which was shown to be a reliable and accurate 2D dosimeter.

## II. MATERIALS AND METHODS

### II.A. Plastic scintillation detectors setup and calibration

BCF-12 scintillating plastic fibers (peak at 435 nm, length of 2 mm, diameter of 1 mm, Saint-Gobain Crystals, Paris, France) were coupled to plastic optical fibers (length 13 m, diameter 1 mm, ESKA<sup>TM</sup> Premier polyethylene jacketed, Mitsubishi Rayon CO., Tokyo, Japan). The surface of the scintillating end of the optical fibers was manually polished and the scintillating plastic was glued using cyanoacrylate.<sup>23</sup> Finally, the unjacketed end of the fibers were painted black to avoid light contamination using aerosol paint and inserted into a gel dosimeter. The scintillating detector was thus almost entirely made of plastic and was almost water equivalent.<sup>14</sup>

The other end of the optical fibers was held in front of a color CCD camera (U2000c, Apogee Instruments Inc., California, USA) inside an aluminum box following the design of Lacroix *et al.*<sup>19</sup>. The box enabled the precise alignment of multiple fibers in front of the CCD camera with the possibility of removing and accurately repositioning the fibers, thus retaining the PSD calibration. The box was placed behind the maze in the irradiation bunker away from the radiation source. No measurable transient noise was detected during irradiation so that filtration of the optical signal was not needed.<sup>24</sup>

Four PSDs were placed in a 6-MV photon beam (300 MU/min, Siemens Oncor<sup>TM</sup> Impression linac, Siemens Medical Solutions, Concord, CA, USA). The daily machine output was verified before every experiment using an ionization chamber (NE 2571, graphite thimble, 0.6 cm<sup>3</sup>, NE Technology Ltd, Reading, UK / Keithley 35040 electrometer Keithley Instruments, Inc., Cleveland, OH, USA) in a 10 × 10 cm<sup>2</sup> square field in Plastic Water<sup>TM</sup> (Computerized Imaging Reference Systems, Norfolk, VA, USA). The PSDs were

irradiated in a water tank using a  $10 \times 10 \text{ cm}^2$  square field and a  $40 \times 40 \text{ cm}^2$  square field with the fiber rolled in the field to maximize the production of Cerenkov light within the fibers following published methodology.<sup>17</sup> The green and blue channels of the CCD camera were used for chromatic discrimination<sup>16,18</sup> of the signal such that calibration factors enabled subtraction of Cerenkov light. Each irradiation was repeated 5 times and the CCD pixels corresponding to each PSD were averaged to improve the signal-to-noise ratio. Background noise was removed by collecting data in the absence of radiation; the data were averaged and subtracted from the data acquired during irradiation. After completion of these calibration steps, the extremity of all fibers were placed inside a custom made closed plastic box to prevent dust deposition that could alter their light transmission properties.

PSDs were calibrated again after the gel measurement to confirm the validity of the initial calibration. The reproducibility was better than 2%, proving that the calibration curve is stable enough to use the PSD to measure reference points inside gel dosimeters.

## II.B. Gel mixing

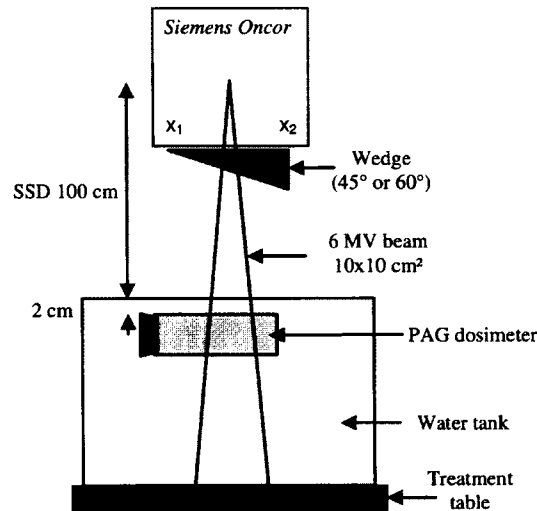
Polyacrylamide gel (PAG) dosimeters were mixed in an oxygen-free environment consisting of a glove-box purged with nitrogen.<sup>25</sup> Gelatin (5% w/w, Type A, 300 bloom, Sigma-Aldrich) was slowly mixed in deionized water (89%) at room temperature and then heated to 45°C in approximately 10 min with a hot plate and stabilized at this temperature. When the gelatin was completely dissolved, N,N'-methylenebisacrylamide (BIS, 3% w/w, electrophoresis grade, +99%, AcrosOrganics) and acrylamide (AA, 3% w/w, electrophoresis grade, +99%, Sigma-Aldrich) were added and stirred until complete dissolution.

A borosilicate cylinder (height of 19.7 cm and inner diameter of 5.7 cm) was constructed with 4 entry ports placed at 1.2, 2.9, 5.5, and 9.2 cm from the inner bottom surface of the cylinder. Rubber tubes were connected to the ports to prevent the gel from flowing out of the cylinder. A thick rubber cap is used to close the upper end of the cylinder. A PSD was inserted through each port and centered inside the cylinder. The warm gel solution was poured into the cylinder, and inside 13 glass calibration vials (height of 3.5 cm and diameter of 1.16 cm) with sulphur cured styrene-butadiene rubber-lined caps. The filled cylinder and vials were immediately immersed in water at room temperature and placed in a refrigerator for approximately four hours. The samples were then transferred

into a room temperature water bath for temperature stabilisation for an additional four hours. Three different batches of gel were used.

### II.C. Gel irradiation and imaging.

The cylinder was laid on its side on a Plexiglas support in a water tank with the gel surface at 2 cm below the water surface at a source to surface distance (SSD) equal to 100 cm. The cylinder was placed perpendicular to the linac arm and oriented such that the PSDs were perpendicular to the beam and such that the entry port at 1.2 cm was at the edge of the field. One measurement was made for each of the three gel batches with different prescribed doses and using physical wedges of  $45^\circ$  (1666 monitor units (MU)) and  $60^\circ$  (1100 and 1666 MU) on a 6 MV photon beam ( $10 \times 10 \text{ cm}^2$ ) to obtain a wide range of doses inside the gel. The experimental measurement setup is shown in Fig. 1.



**Fig. 1** Scheme of the irradiation setup. The PAG dosimeter is held elevated in the water with acrylic stacks on each end of the container. The PSDs are inserted approximately along the central axis of the cylinder inserted in the gel from the viewer's point of view.

The vials were irradiated with a  $10 \times 10 \text{ cm}^2$  field in a water tank at various depths along the field axis. The dose to the vials was measured with an ionization chamber (Exradin A12/Keithley 35040 electrometer). One vial was kept unirradiated as a control.

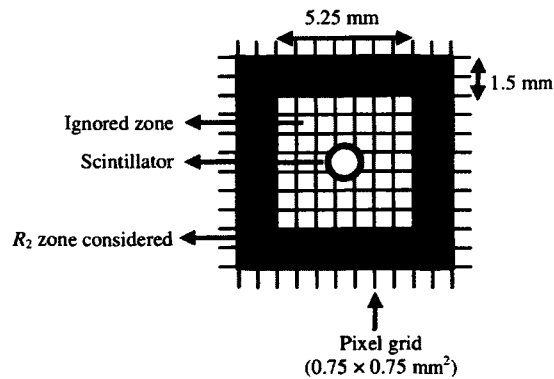
After irradiation, the samples were stored in the MRI room for 24 hours and scanned with a Siemens Sonata 1.5 T MRI system (Siemens Medical Solutions AG, Erlangen, Germany). The cylinder was placed in a custom made styrofoam holder designed to fit tightly and reproducibly inside the head coil. A multi-slice multi-echo sequence was used

(TR = 7750 ms, TE = 40 ms, 16 echoes, 12 averages, FOV 192 mm  $\times$  96 mm, slice thickness = 4 mm and a matrix of 256  $\times$  128. The last 14 echoes were fitted with a monoexponential function on a pixel-by-pixel basis to produce maps of  $T_2$  (and  $R_2 = 1/T_2$ ).

The water tank and the cylinder were scanned in a Picker PQ5000 CT (Philips Medical Systems, Andover, MA, USA) scanner using a chest protocol in the position they were irradiated. The data were then transferred to the Pinnacle<sup>3</sup> 8.0m treatment planning system (Philips Medical Systems, Andover, MA, USA) to enable calculation of the dose distribution in the cylinder. Measurements inside the cylinder were made with an ionization chamber (Exradin A12, Standard Imaging, Middleton, USA / Keithley 35040 electrometer) to verify the validity of the planning system. The cylinder was filled with water rather than with gel for these measurements. The measured dose was 0.8% higher than the simulated dose. Pinnacle<sup>3</sup> dose calculations are thus used as reference dose distributions except in the high dose gradient at the field edges where the dose calculation grid (spatial resolution) of 4  $\times$  4  $\times$  4 mm<sup>3</sup> was not sufficient.

#### II.D. Gel calibration

A standard calibration curve was generated using the  $R_2$  values of the vials and the dose values obtained by an ionisation chamber. No polymer gel is present where the PSD is inserted so the dose value measured by the scintillator is assigned the average  $R_2$  value of neighbouring voxels. A margin of 1.5 mm is ignored around the detector because of possible susceptibility artefacts or altered gel response (see Fig. 2).



**Fig. 2** Illustration of the  $R_2$  region used to obtain calibration points from the PSD reference doses. The  $R_2$  value in the location of the scintillator cannot be determined. The voxels immediately next to the scintillator (region in white) are ignored in case of possible partial volume averaging, susceptibility artifacts or an altered gel response.  $R_2$  values from the voxels in the green region are averaged and this average value is assigned the absorbed dose determined by the scintillator.

Four calibration methods (the standard method and three novel methods) were tested:

Method #1 A “vials only” calibration curve (*i.e.*, the standard method).

Method #2 A linear fit between the  $R_2$  value of the non-irradiated vial (0 Gy) and the  $R_2$  value around a selected PSD.

Method #3 Adjusting the slope of the “vials only” curve ( $R_2(D)$ ) to match the  $R_2$  value around a selected PSD (while maintaining the  $R_2$  value at 0 Gy). This method may also be illustrated with the equation:

$$R_{2,\text{method3}}(D) = [R_2(D) - R_2(0)] * f + R_2(0),$$

where  $D$  is the dose,  $R_2(0)$  is the  $R_2$  value for the non-irradiated vial ( $D = 0$  Gy) in the “vials only” calibration curve and  $f$  is an adjustment factor to match the  $R_2$  value assigned to one PSD.

Method #4 Vertically shifting the “vials only” curve ( $R_2(D)$ ) to match the  $R_2$  value around a selected PSD. It may be mathematically expressed as:

$$R_{2,\text{method4}}(D) = R_2(D) + T,$$

where  $T$  is a translation constant.

## II.E. EBT2 GAFCHROMIC™ film measurements

For comparison purposes, EBT2 GAFCHROMIC™ (International Specialty Products, Wayne, NJ, USA) films (lot #: F08130901) were irradiated with the 45° and 60° physical wedges. The calibration curves were obtained following the methods suggested by Devic *et al.*<sup>26</sup> using 18 dose calibration points (0, 25, 50, 75, 100, 125, 150, 175, 200, 225, 250, 275, 300, 400, 500, 600, 700 and 800 cGy). Films were digitized with an EPSON Expression 10000XL scanner (Seiko Epson Corporation, Nagano, Japan) in the transmission mode (48 bits RGB images at 127 dpi without image correction) 20 hours after irradiation. In order to improve reproducibility and scanner stability, seven warm-up scans were performed before digitization, films were digitized five times and the results averaged.

The films were held vertically inside the cylinder by a slit cut into the rubber cap. The cylinder was then filled, capped, immersed into water and irradiated in the same condition as the gel is in this study. A maximum dose of 2 Gy was delivered to the films for optimal accuracy. The results were then scaled to the number of monitor units (MU) delivered to the dosimeter gels. Films were scanned approximately 20 hours after irradiation.

#### II.F. Gamma index analysis

The gamma index ( $\gamma$ ) analysis was calculated with OmniPro v1.4 software (IBA-dosimetry, Louvain-la-Neuve, Belgium). Before calculation, the grid of the reference data was linearly interpolated to a grid of  $0.25 \text{ mm} \times 0.25 \text{ mm}$  in order to obtain more accurate  $\gamma$  values. The  $\gamma$  values were calculated for the criteria of 2% / 2 mm distance to agreement and 3% / 3 mm distance to agreement. To simplify the notation, hereafter these will be referred to as “2% / 2 mm” and “3% / 3 mm”.

### III. RESULTS

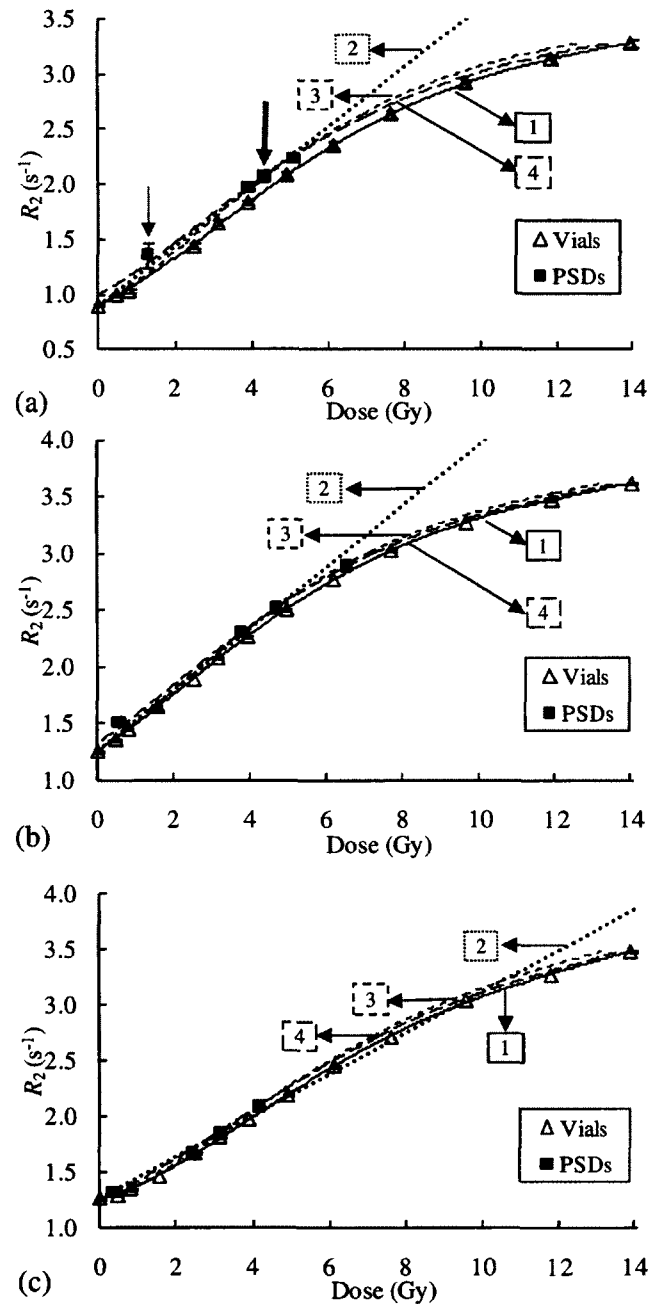
#### III.A. Calibration curves

Fig. 3 shows the calibration curves calculated from the methods detailed in section II.D for the three gel measurements: (a) 45° physical wedge, 1666 MU; (b) 60° physical wedge, 1666 MU; (c) 60° physical wedge, 1100 MU. The calibration points obtained from the vials and from the PSDs inserted into the gels are also presented.

The standard calibration method (M#1) is the solid line through the vials data points (triangles). The discrepancy between these data points and those from the PSDs (squares) is apparent. The lowest dose calibration point obtained from the PSDs corresponds to the PSD located at the edge of the radiation field (indicated by a thin grey arrow on figure 3(a)). The large dose variation at this location makes the  $R_2$  value determination imprecise and prone to inaccuracies. This point is therefore not considered any further. The dose measured by the other PSDs agreed with Pinnacle<sup>3</sup> dose calculations to within 3%, thus confirming that the PSDs could be used as a reliable reference for gel dosimeters.

Seeking for a reliable and simple calibration method, we have tested whether the information of only one PSD would be sufficient to generate accurate dose values. Thus,

only the data from the PSD located nearest to the central axis (indicated by a bold grey arrow in figure 3(a)) were used in the following.



**Fig. 3** Calibration points from calibration vials and from reference plastic scintillation detectors (PSDs) inserted into the gel. The curves for the four methods proposed in this work (identified from 1 to 4) are shown for three measurements: (a) 45° physical wedge, 1666 MU; (b) 60° physical wedge, 1666 MU; (c) 60° physical wedge, 1100 MU. In panel (a), the thin grey arrow indicates the PSD at the edge of the film that was ignored and the bold grey arrow indicates the PSD used to generate calibration curves #2 to #4. Error bars are plotted but are most often smaller than the symbols.



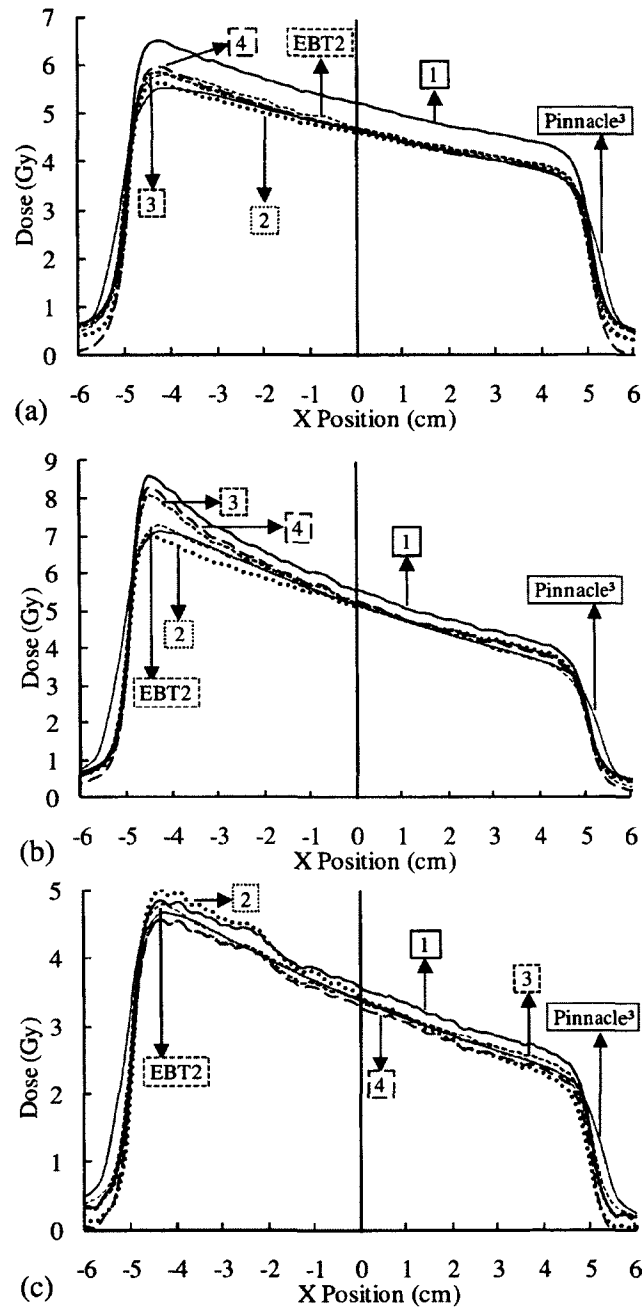
### III.B. Profile comparisons

Lateral dose profiles perpendicular to the central axis at a depth of 4 cm from the water surface, films and Pinnacle<sup>3</sup> dose calculation are compared in figure 4. The central axis dose comparison ( $X = 0$  cm) and the mean absolute difference between measurements and Pinnacle<sup>3</sup> are listed in Table 1.

The dose accuracy of Pinnacle<sup>3</sup> at the edge of the fields is expected to be low. Indeed, sharper edges are observed in both gel and film profiles. The maximum dose in the profiles (*i.e.*, at  $X \sim -4.5$  cm) of the wedge filtered beams is different between the measurements and the Pinnacle<sup>3</sup> calculations. Ionisation chamber measurements recorded for the beam modelling slightly differs from Pinnacle<sup>3</sup> model. The treatment planning system underestimated the dose in water by approximately 5% for the maximum peak of the wedge filtered beam profile. This can at least partially explain the discrepancies between Pinnacle calculations and measurements.

The data of the “vials only” standard calibration curve (Method #1) is notably different from the Pinnacle<sup>3</sup> dose estimation. All three gels had mean absolute differences (denoted  $\overline{|\Delta|}$ ) ranging from 6.1% to 12.4% in the central part of the profiles. The simple linear extrapolation (Method #2) provided an improvement with  $\overline{|\Delta|}$  below 4%. Results from Method #3 yielded the most accurate values  $\overline{|\Delta|} \leq 2.6\%$ . Method #4 resulted in  $\overline{|\Delta|} \leq 3.4\%$ . For comparison, we calculated  $\overline{|\Delta|} \leq 2.1\%$  for the EBT2 film.

Finally, Method #4 underestimated the dose outside of the field compared to the film and Pinnacle<sup>3</sup> dose calculation in Fig. 4(a) and 4(c).



**Fig. 4** Lateral profiles crossing the central axis at 4 cm depth from the surface of water for gel measurements using the four different calibration methods proposed in this work (identified from 1 to 4). These are compared to EBT2 GAFCHROMIC<sup>TM</sup> film measurements and Pinnacle<sup>3</sup> calculations. These profiles are shown for three measurements: (a) 45° physical wedge, 1666 MU; (b) 60° physical wedge, 1666 MU; (c) 60° physical wedge, 1100 MU.

**Table I.** Comparison of gel measurements middle slice lateral profiles at 2 cm from gel surface for the four calibration methods presented in section II.D and EBT2 GAFCHROMIC™ films with Pinnacle<sup>3</sup>. The central axis dose is compared, and the mean absolute differences (denoted  $|\Delta|$ ) percentage in the central zone of the profiles are listed.

| Wedge | Irradiation | Method    | Central axis dose     |          |            | $ \Delta $ in profile central zone |
|-------|-------------|-----------|-----------------------|----------|------------|------------------------------------|
|       |             |           | Pinnacle <sup>3</sup> | Film/Gel | Difference |                                    |
| (°)   | (UM)        |           | (Gy)                  | (Gy)     | (%)        | (%)                                |
| 45    | 1666        | Film      |                       |          |            |                                    |
|       |             | EBT2      | 4.66                  | 4.69     | 0.8        | 2.1                                |
|       |             | Method #1 | 4.66                  | 5.22     | 12.1       | 12.4                               |
|       |             | Method #2 | 4.66                  | 4.61     | -0.9       | 1.4                                |
|       |             | Method #3 | 4.66                  | 4.70     | 0.9        | 1.2                                |
|       |             | Method #4 | 4.66                  | 4.67     | 0.3        | 0.9                                |
| 60    | 1100        | Film      |                       |          |            |                                    |
|       |             | EBT2      | 5.14                  | 5.18     | 0.7        | 1.2                                |
|       |             | Method #1 | 5.14                  | 5.56     | 8.1        | 9.4                                |
|       |             | Method #2 | 5.14                  | 5.13     | -0.2       | 3.2                                |
|       |             | Method #3 | 5.14                  | 5.22     | 1.4        | 2.6                                |
|       |             | Method #4 | 5.14                  | 5.26     | 2.3        | 3.4                                |
| 60    | 1666        | Film      |                       |          |            |                                    |
|       |             | EBT2      | 3.37                  | 3.40     | 0.7        | 1.3                                |
|       |             | Method #1 | 3.37                  | 3.55     | 5.2        | 6.1                                |
|       |             | Method #2 | 3.37                  | 3.39     | 0.5        | 3.6                                |
|       |             | Method #3 | 3.37                  | 3.34     | -1.1       | 1.4                                |
|       |             | Method #4 | 3.37                  | 3.26     | -3.4       | 2.7                                |

### III.C. Gamma index comparisons

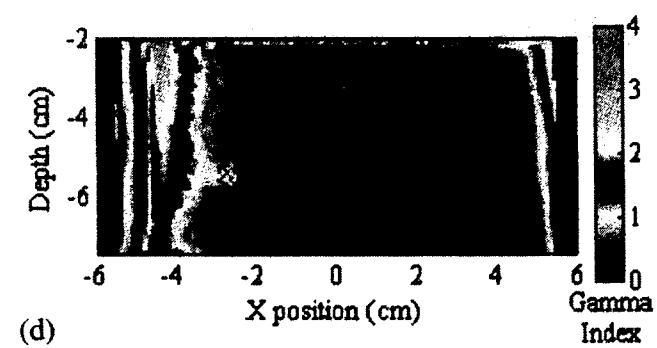
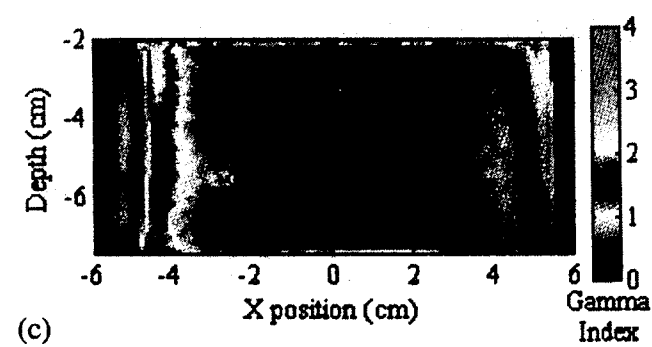
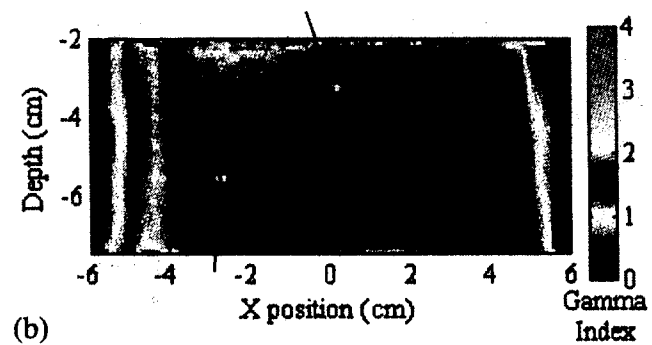
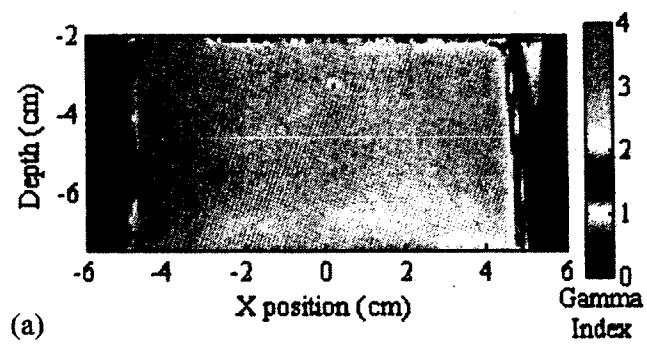
The  $\gamma$  values were calculated for the middle slice of each gel to compare to both Pinnacle<sup>3</sup> calculations and EBT2 GAFCHROMIC™ film measurements. The dose tolerance uses 2% with a distance to agreement of 2 mm (2%/2 mm) as well as for 3%/3 mm. The 3%/3 mm  $\gamma$  graphs are shown in Figure 5 for gels calibrated with the different methods. Two small regions in the gel deviate significantly from the expected dose value. The red arrow in Figure 5(b) indicates the presence of an air bubble and the black arrow denotes the presence of a scintillating fiber in the gel. It appears clearly that there is a discrepancy between all gel measurements and the Pinnacle<sup>3</sup> dose calculations near the edge of the field. A  $\gamma$  value larger than 1 is also computed for the comparison of the EBT2 film and Pinnacle<sup>3</sup> in that area (see Fig. 6). Assuming these inaccuracies are caused by Pinnacle<sup>3</sup> dose calculations, we only considered the center portion of the field (80% of the full width at half maximum).

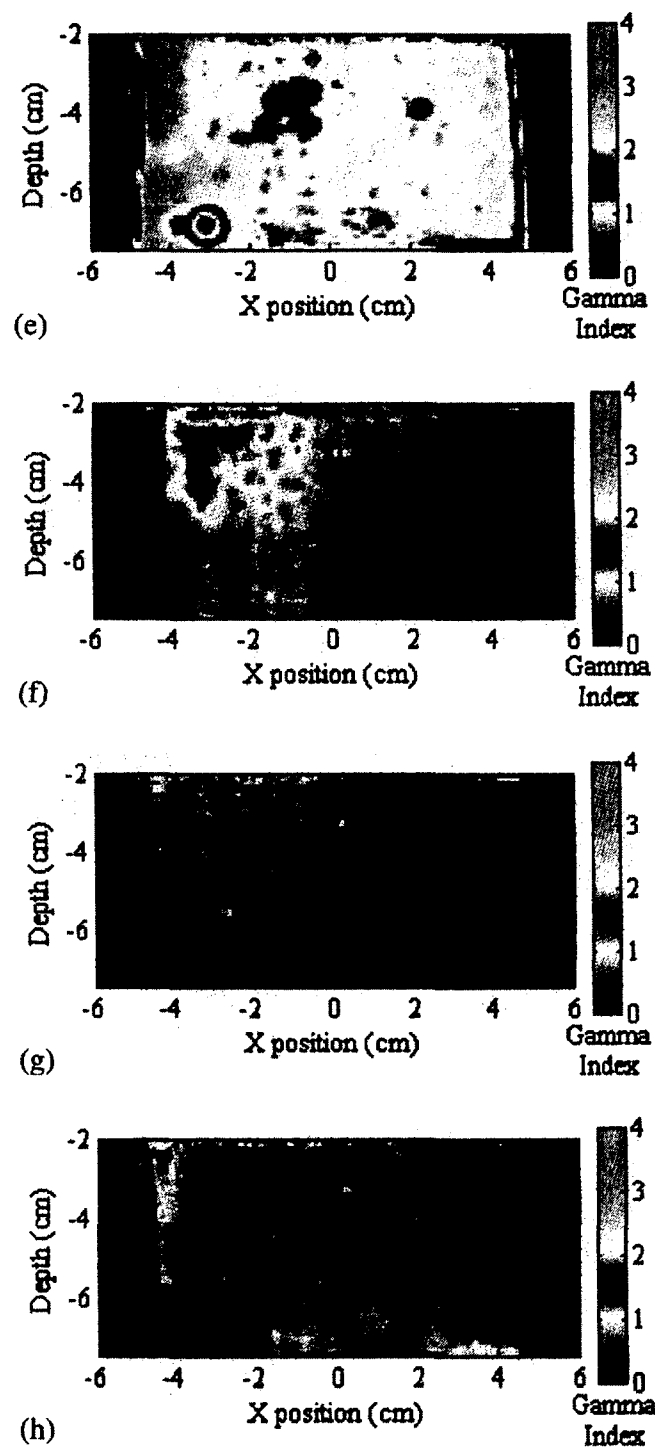
The percentages in agreement ( $\gamma \leq 1$ ) for an ROI defined in the central zone of the field excluding the 2 mm near the inner surface of the gel container or the edge of the film are listed in Table 2.

The three novel calibration methods proposed (Method #2, #3 and #4) improve the accuracy of the polymer gel dosimeter measurements compared to the standard method (Method #1). The best results were obtained with Method #3, where the percentage of pixels in agreement was over 98% for 3% / 3 mm and over 90% for 2% / 2 mm when Pinnacle or EBT2 films were taken as reference.

**Table II.** Comparison of gel measurements middle slice for the four calibration methods presented in section II.D and with EBT2 GAFCHROMIC™ films and both with Pinnacle<sup>3</sup> using  $\gamma$  calculated for the 2% / 2 mm and 3% / 3 mm criteria. Shown are percentages in agreement ( $\gamma \leq 1$ ) for an ROI defined in the central zone of the field excluding the 2 mm near the inner surface of the gel container or the edge of the film.

| Wedge<br>(°) | Irradiation<br>(UM) | Method    | $\gamma$                 |                 |                 |                 |
|--------------|---------------------|-----------|--------------------------|-----------------|-----------------|-----------------|
|              |                     |           | vs Pinnacle <sup>3</sup> |                 | vs EBT2         |                 |
|              |                     |           | 2% / 2mm<br>(%)          | 3% / 3mm<br>(%) | 2% / 2mm<br>(%) | 3% / 3mm<br>(%) |
| 45           | 1666                | EBT2      | 74.4                     | 91.5            | ...             | ...             |
|              |                     | Method #1 | 0.0                      | 0.0             | 0.3             | 0.6             |
|              |                     | Method #2 | 97.7                     | 99.9            | 69.0            | 87.3            |
|              |                     | Method #3 | 91.5                     | 99.2            | 97.9            | 100.0           |
|              |                     | Method #4 | 91.4                     | 96.0            | 95.5            | 99.9            |
| 60           | 1100                | EBT2      | 98.9                     | 99.8            | ...             | ...             |
|              |                     | Method #1 | 0.0                      | 0.5             | 0.3             | 10.0            |
|              |                     | Method #2 | 64.7                     | 89.1            | 71.6            | 87.2            |
|              |                     | Method #3 | 90.4                     | 98.2            | 90.1            | 99.4            |
|              |                     | Method #4 | 86.2                     | 94.7            | 87.8            | 94.7            |
| 60           | 1666                | EBT2      | 99.1                     | 99.9            | ...             | ...             |
|              |                     | Method #1 | 7.7                      | 42.0            | 15.6            | 55.6            |
|              |                     | Method #2 | 62.9                     | 82.5            | 62.7            | 83.7            |
|              |                     | Method #3 | 91.0                     | 99.8            | 90.6            | 98.4            |
|              |                     | Method #4 | 72.0                     | 97.7            | 68.7            | 95.4            |





**Fig. 5**  $\gamma$  (3% / 3 mm) for the slice crossing the central axis of the 1666 MU irradiation filtered with a  $45^\circ$  physical wedge. Gel measurements using calibration methods 1 to 4 respectively were compared to Pinnacle<sup>3</sup> calculations [(a)–(d)] and to the EBT2 GAFCHROMIC<sup>TM</sup> film measurements [(e)–(h)]. In figure (b), the red arrow indicates a bubble present in this gel. The black arrow indicates an artefact caused by the presence of a scintillating fiber.

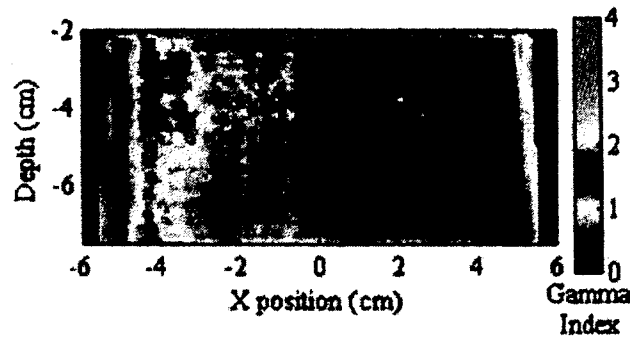


Fig. 6  $\gamma$  (3% / 3 mm) of EBT2 GAFCHROMIC<sup>TM</sup> film measurement was compared to Pinnacle<sup>3</sup> calculations for the 1666 MU irradiation filtered with a 45° physical wedge in the middle of the main container.

#### IV. DISCUSSION

The gels were irradiated at room temperature ( $\sim 21^\circ\text{C}$ ). Sedaghat *et al.* showed the temperature rise inside the gel resulting from the polymerisation reaction was below  $4^\circ\text{C}$  for PAG using similar recipes at 10 Gy.<sup>11</sup> The response of the PSDs is stable between  $18^\circ\text{C}$  and  $30^\circ\text{C}$ ,<sup>14</sup> and absorbed doses were lower in the present study. Thus, we can safely neglect any temperature-related changes to the PSDs.

Our results indicate that the standard calibration method using calibration vials was inadequate in our experiments, even though the same gel was used to fill the phantom and the calibration vials. As shown in Fig. 3a, the deviation between the  $R_2$  values in the calibration vials and a phantom appear to be systematic. Thus, we rule out any possible mis-positioning of the calibration vials during irradiation as these slight errors could not account for inaccuracies ranging from 5 to 12%. Method # 2 consisted in generating a new calibration curve based on the  $R_2$  value of 0 Gy from the calibration vials and the  $R_2$  value assigned to a plastic scintillation detector. The slope of this new curve was higher than that of the calibration vials. Similarly, Method #3 consisted in increasing the slope of the standard calibration curve to make it match the  $R_2$  value assigned to a PSD. These two methods performed well and the best results were obtained with Method # 3. This suggests that the sensitivity of the polymer gel dosimeter is different in the calibration vials and in the larger phantom.

The phantom and the calibration vials were allowed to cool within a water bath. As reported by De Deene *et al.* (2007), this should have minimized the difference in the temperature history and therefore the difference in  $R_2$  values, as it was the case for

normoxic PAG and normoxic methacrylic acid-based polymer polymer gel dosimeter.<sup>9</sup> A higher mixing temperature decreases the  $R_2$  value of non-irradiated polymer gel dosimeters.<sup>27</sup> If we assume that small calibration vials cool faster than large phantoms, then  $R_2$  values in the calibration vials should be higher than in the phantom. This is opposite to our observations so we rule out a possible dependence on the temperature history of the gels. Perhaps not surprisingly, a vertical shift of the standard “vials only” calibration curve (Method #4) did not perform as well in correcting the inaccuracies, especially at low doses.

A higher dose rate can decrease the sensitivity of polymer gel dosimeters.<sup>8</sup> This effect implies that distortions may appear in the dose pattern, but also that the response of the gel in the calibration vials may differ from the large phantom. The dose rate (pulsed) of the central part of the profiles shown in Figure 4 ranges approximately from 70 cGy min<sup>-1</sup> to 105 cGy min<sup>-1</sup> for the 45° wedge filter and approximately 50 cGy min<sup>-1</sup> to 120 cGy min<sup>-1</sup> for the 60° wedge filter. Calibration vials were irradiated with a dose rate (pulsed) ranging from 64 cGy min<sup>-1</sup> to 150 cGy min<sup>-1</sup> for doses of 3 Gy to 7 Gy. These values are close to the calibration vials dose rate estimations, with dose rates differences evaluated smaller than  $\pm 30$  cGy min<sup>-1</sup> compared to the large phantom. Based on the results of De Deene *et al.*<sup>8</sup>, this would imply discrepancies in sensitivity under 3% between the large phantom and the calibration vials for the profiles shown in figure 4. Clearly, dose rate dependence cannot explain most of the calibration inaccuracies observed.

Oxygen contamination can decrease the dose-sensitivity of polymer gel dosimeters. The caps of the screw-top vials were rubber-lined (sulphur cured styrene-butadiene rubber); this material has an oxygen permeability of roughly  $10^9$  cm<sup>3</sup> cm/s cm<sup>2</sup> cmHg (the value may vary depending of the rubber composition and the vulcanisation process). This is higher than the oxygen permeability of Teflon ( $4 \times 10^5$  cm<sup>3</sup> cm/s cm<sup>2</sup> cmHg) and much higher than the negligible oxygen permeability of glass. Thus, it is possible for a small amount of oxygen to leak through the caps and diffuse within the gel. In addition, oxygen can leak through any microscopic imperfection in the sealing mechanism. The depth of diffusion is dependent upon the time of exposure to oxygen.<sup>12-13</sup> Thus, regions located further from openings, such as in the middle of the large phantom, may be less affected than regions in a small calibration vials. The observations of Fig. 3 are consistent with oxygen contamination.



The dose at the edge of the radiation field appears to be higher as measured by polymer gel dosimeters compared to Pinnacle<sup>3</sup> dose calculations (Fig. 4). Two explanations can account for this discrepancy. First, as mentioned before, the wedge filtered beam modelling of Pinnacle<sup>3</sup> underestimates the dose in water approximately 5% compared to ionisation chamber measurements. Second, monomer diffusion from low-dose to high-dose regions can result in the formation of more polymer, leading to an apparent  $R_2$  or dose increase.<sup>28-30</sup> This phenomena, called edge enhancement effect, is more visible in Figure 4(b). Based on the results of Vergote *et al.*<sup>29</sup>, the dose should be overestimated by more than 3% for a 7 Gy edge next to a flat dose region. The overshoot observable in Figure 4(b) is around 10% for Method #3. In our case, this overshoot region is located between two dose gradients (from 0 Gy to the maximum dose and the dose gradient imparted by the physical wedge). In principle, this could lead to a higher overshoot although the combination of two dose gradients has not been studied in detail.

A possible solution to avoid inaccuracies in polymer gel dosimeters is to use larger calibration containers, which would increase the quantity of gel needed and may not be convenient. A major advantage of our proposed method is that the independent dose measurement from a PSD can correct the standard calibration vial and can provide information on the level of change in the calibration curve. Using this approach, the inaccuracies were reduced to lower than 3% in regions free of the edge enhancement effect.

## V. CONCLUSIONS

Dose accuracy was improved in PAG dosimeters by correcting the standard calibration curve using a single calibration reference point from a plastic scintillation detector inside the gel. The most efficient solution found in this study consists in keeping the zero dose  $R_2$  value constant and adjusting the slope of the calibration curve to match the calibration point provided by the plastic scintillation detector. Using this method, the  $\gamma$  criterion of 3%/3 mm was satisfactory in 98% of the pixels in the central region of the irradiation field, taking Pinnacle<sup>3</sup> or EBT2 GAFCHROMIC<sup>TM</sup> films as reference.

## ACKNOWLEDGMENTS

This work was supported by the Natural Sciences and Engineering Research Council of Canada (NSERC). The authors would like to thank Mahbod Sedaghat for his help with gel mixing, Patrick Delage for his help with the GAFCHROMIC™ films and Mathieu Guillot for his support with scintillating fibers. ML is the Canada Research Chair in Magnetic Resonance Imaging. ML and RB are members of the FRSQ-funded Centre de recherche clinique Étienne – Le Bel.

<sup>a)</sup> Electronic mail: martin.lepage@usherbrooke.ca

- <sup>1</sup> M. Oldham, M. McJury, I. B. Baustert, S. Webb, and M. O. Leach, “Improving calibration accuracy in gel dosimetry”, *Phys. Med. Biol.* **43**, 2709–2720 (1998).
- <sup>2</sup> D. A. Low, J. F. Dempsey, R. Venkatesan, S. Mutic, J. Markman, E. M. Haacke, and J. A. Purdy, “Evaluation of polymer gels and MRI as a 3-D dosimeter for intensity-modulated radiation therapy”, *Med. Phys.* **26**, 1542–1551 (1999).
- <sup>3</sup> V. P. Cosgrove, P. S. Murphy, M. McJury, E. J. Adams, A. P. Warrington, M. O. Leach, and S. Webb, “The reproducibility of polyacrylamide gel dosimetry applied to stereotactic conformal radiotherapy”, *Phys. Med. Biol.* **45**, 1195–1210 (2000).
- <sup>4</sup> R. L. Cardenas, K. H. Cheng, L. J. Verhey, P. Xia, L. Davis, and B. Cannon, “A self consistent normalized calibration protocol for three dimensional magnetic resonance gel dosimetry”, *Magn. Reson. Imaging* **20**, 667–679 (2002).
- <sup>5</sup> Y. Watanabe, T. Akimitsu, Y. Hirokawa, R. B. Mooij, and G. M. Perera, “Evaluation of dose delivery accuracy of Gamma Knife by polymer gel dosimetry”, *J. Appl. Clin. Med. Phys.* **6**, 133–142 (2005).
- <sup>6</sup> R. A. Crescenti, S. G. Scheib, U. Schneider, and S. Gianolini, “Introducing gel dosimetry in a clinical environment: Customization of polymer gel composition and magnetic resonance imaging parameters used for 3D dose verifications in radiosurgery and intensity modulated radiotherapy”, *Med. Phys.* **34**, 1286–1297 (2007).

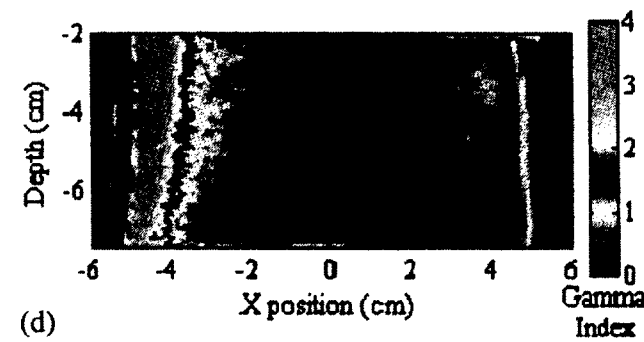
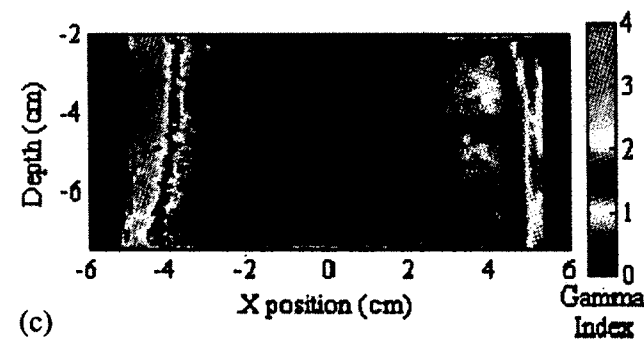
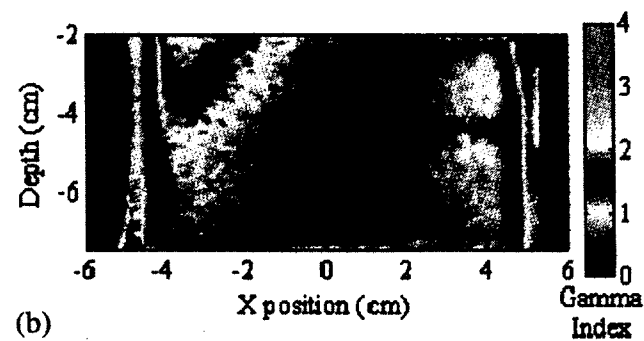
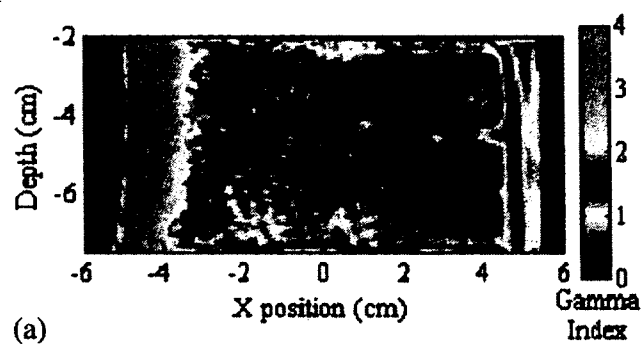
- <sup>7</sup> N. D. MacDougall, M. E. Miquel, and S. F. Keevil, "Effects of phantom volume and shape on the accuracy of MRI BANG gel dosimetry using BANG3<sup>TM</sup>", *Br. J. Radiol.* **81**, 46–50 (2008).
- <sup>8</sup> Y. De Deene, K. Vergote, C. Claeys, and C. De Wagter, "The fundamental radiation properties of normoxic polymer gel dosimeters: a comparison between a methacrylic acid based gel and acrylamide based gels", *Phys. Med. Biol.* **51**, 653–673 (2006).
- <sup>9</sup> Y. De Deene, G. Pittomvils, and S. Visalatchi, "The influence of cooling rate on the accuracy of normoxic polymer gel dosimeters", *Phys. Med. Biol.* **52**, 2719–2728 (2007).
- <sup>10</sup> G. J. Salomons, Y. S. Park, K. B. McAuley and L. J. Schreiner, "Temperature increases associated with polymerization of irradiated PAG dosimeters", *Phys. Med. Biol.* **47**, 1435–1448 (2002).
- <sup>11</sup> M. Sedaghat, R. Bujold and M. Lepage, "Effect of the exothermal polymerization reaction on polymer gel dosimetric measurements", *J. Phys. Conf. Ser.* **250**, 012018 (2010).
- <sup>12</sup> S. J. Hepworth, M. O. Leach, and S. J. Doran, "Dynamics of polymerization in polyacrylamide gel (PAG) dosimeters: (II) modelling oxygen diffusion", *Phys. Med. Biol.* **44**, 1875–1884 (1999).
- <sup>13</sup> M. Sedaghat, R. Bujold, and M. Lepage, "Severe dose inaccuracies caused by an oxygen-antioxidant imbalance in normoxic polymer gel dosimeters", *Phys. Med. Biol.* **56**, 601–625 (2011).
- <sup>14</sup> A. S. Beddar, T. R. Mackie, and F. H. Attix, "Water-equivalent plastic scintillation detectors for high-energy beam dosimetry: I. Physical characteristics and theoretical considerations", *Phys. Med. Biol.* **37**, 1883–1900 (1992).
- <sup>15</sup> A. S. Beddar, T. R. Mackie, and F. H. Attix, "Water-equivalent plastic scintillation detectors for high-energy beam dosimetry: II. Properties and measurements", *Phys. Med. Biol.* **37**, 1901–1913, (1992).
- <sup>16</sup> J. M. Fontbonne, G. Iltis, G. Ban, A. Batalla, J. C. Vernhes, J. Tillier, N. Bellaize, C. Lebrun, B. Tamain, K. Mercier, and J. C. Motin, "Scintillating fiber dosimeter for radiation therapy accelerator", *IEEE Trans. Nucl. Sci.* **49**, 2223–2227 (2002).

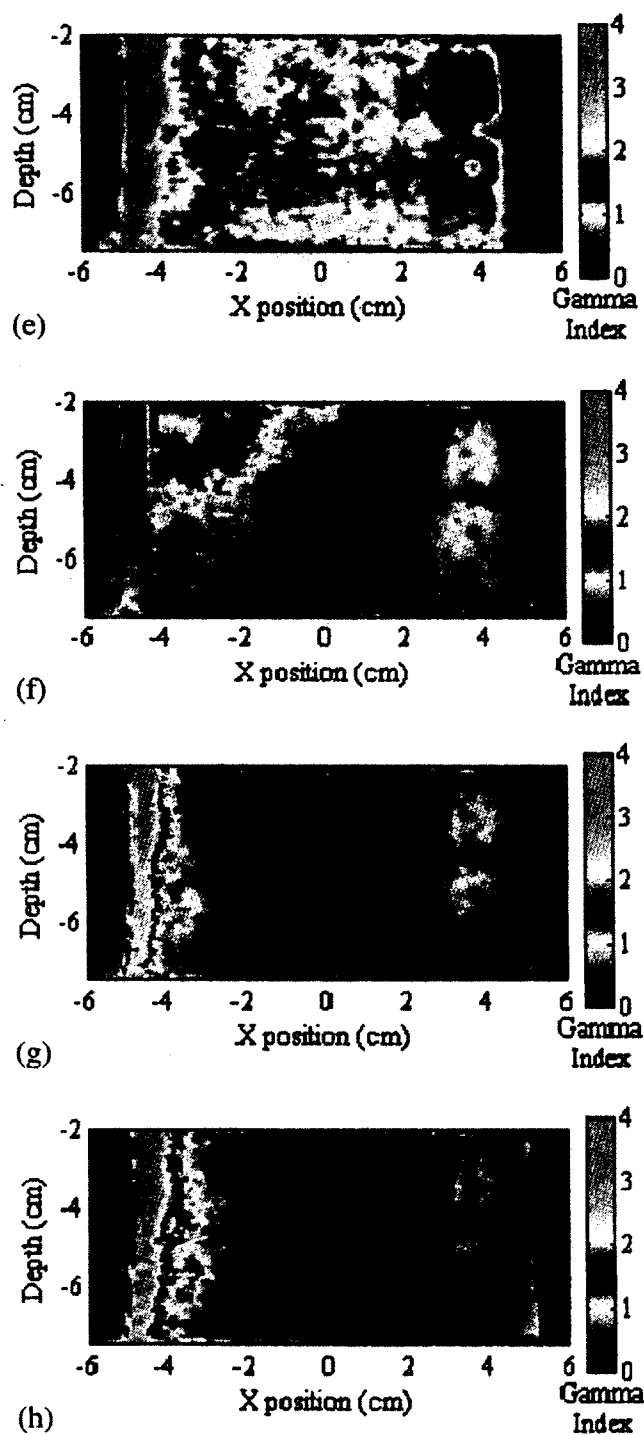
- <sup>17</sup> A-M. Frelin, J-M Fontbonne, G. Ban, J. Colin, M. Labalme, A. Batalla, A. Isambert, A. Vela, and T. Leroux, "Spectral discrimination of Čerenkov radiation in scintillating dosimeters", *Med. Phys.* **32**, 3000–3006 (2005).
- <sup>18</sup> L. Archambault, A. S. Beddar, L. Gingras, R. Roy, and L. Beaulieu, "Measurement accuracy and Čerenkov removal for high performance, high spatial resolution scintillation dosimetry", *Med. Phys.* **33**, 128–135 (2006).
- <sup>19</sup> F. Lacroix, L. Archambault, L. Gingras, M. Guillot, A. S. Beddar, and L. Beaulieu, "Clinical prototype of a plastic water-equivalent scintillating fiber dosimeter array for QA applications", *Med. Phys.* **35**, 3682–3690 (2008).
- <sup>20</sup> L. Archambault, G. Leclerc, L. Beaulieu, and M. Lepage, "Absolute calibration of polymer gel dosimeter using scintillating fibers", *J. Phys. Conf. Ser.* **56**, 242–244 (2006).
- <sup>21</sup> J. V. Trapp, T. Kairn, S. Crowe, and A. Fielding, "Internal calibration of gel dosimeters: A feasibility study", *J. Phys. Conf. Ser.* **164**, 012014 (2009).
- <sup>22</sup> S. Devic, S. Aldelaijan, H. Mohammed, N. Tomic, L.-H. Liang and F. DeBlois, "Absorption spectra time evolution of EBT-2 model GAFCHROMIC™ film", *Med. Phys.* **37**, 2207–2214 (2009).
- <sup>23</sup> G. Ayotte, L. Archambault, L. Gingras, F. Lacroix, A. S. Beddar, and L. Beaulieu, "Surface preparation and coupling in plastic scintillator dosimetry", *Med. Phys.* **33**, 3519–3525 (2006).
- <sup>24</sup> L. Archambault, T. M. Briere, and A. S. Beddar. "Transient noise characterization and filtration in CCD cameras exposed to stray radiation from a medical linear accelerator", *Med. Phys.* **35**, 4342–4351 (2008).
- <sup>25</sup> R. Meesat, J.-P. Jay-Gerin, A. Khalil, and M. Lepage, "Evaluation of the dose enhancement of iodinated compounds by polyacrylamide gel dosimetry", *Phys. Med. Biol.* **54**, 5909-5917 (2009).
- <sup>26</sup> S. Devic, J. Seuntjens, E. Sham, E. B. Podgorsak, C. R. Schmidlein, A. S. Kirov, and C. G. Soares, "Precise radiochromic film dosimetry using a flat-bed document scanner", *Med. Phys.* **32**, 2245–2253 (2005).

- <sup>27</sup> Y. De Deene, P. Hanselaer, C. De Wagter, E. Achten, and W. De Neve, "An investigation of the chemical stability of a monomer/polymer gel dosimeter", *Phys. Med. Biol.* **45**, 859–878 (2000).
- <sup>28</sup> Y. De Deene, N. Reynaert, and C. De Wagter, "On the accuracy of monomer/polymer gel dosimetry in the proximity of a high-dose-rate  $^{192}\text{Ir}$  source", *Phys. Med. Biol.* **46**, 2801–2825 (2001).
- <sup>29</sup> K. Vergote, Y. De Deene, E. Vanden Bussche, and C. De Wagter, "On the relation between the spatial dose integrity and the temporal instability of polymer gel dosimeters", *Phys. Med. Biol.* **49**, 4507–4522 (2001).
- <sup>30</sup> A. M. Fuxman, K. B. McAuley and L. J. Schreiner, "Modelling of polyacrylamide gel dosimeters with spatially non-uniform radiation dose distributions", *Chem. Eng. Sci.* **60**, 1277–1293 (2005).

### **Chapitre III : Discussion et conclusion**

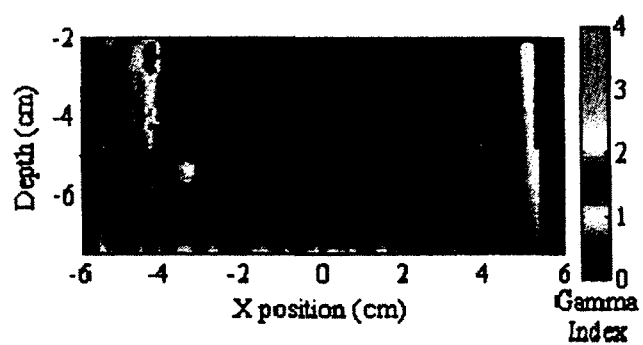
Les graphiques illustrant les indices gamma qui ne sont pas présentés dans le manuscrit du chapitre II sont présentés à partir de la page suivante. Les figures 19 à 22 illustrent les indices gamma (critère de 3% / 3 mm) de la tranche centrale des gels irradiés avec un filtre physique de 60° (1100 UM et 1666 UM) comparés aux calculs de Pinnacle<sup>3</sup> et au film Gafchromic EBT2 pour les 4 méthodes de calibrations présentées dans le manuscrit du chapitre II.



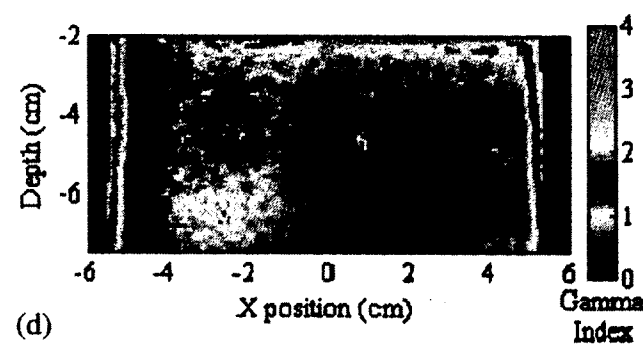
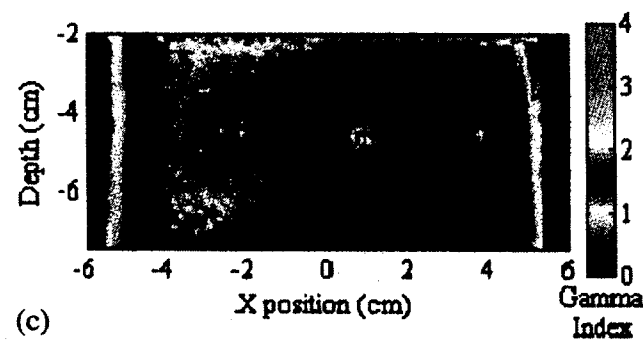
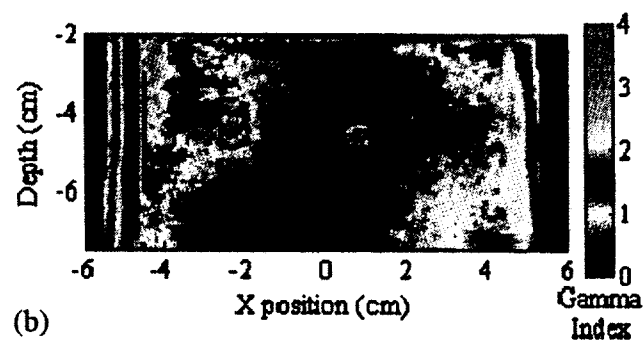
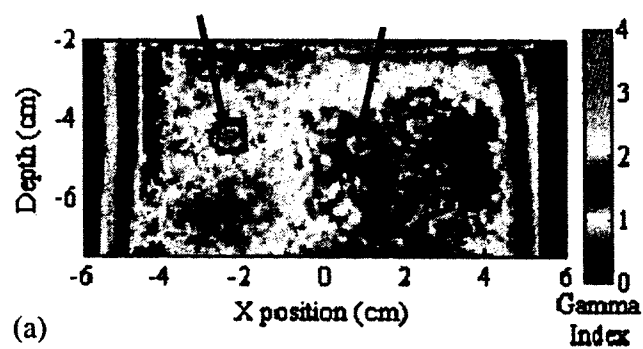


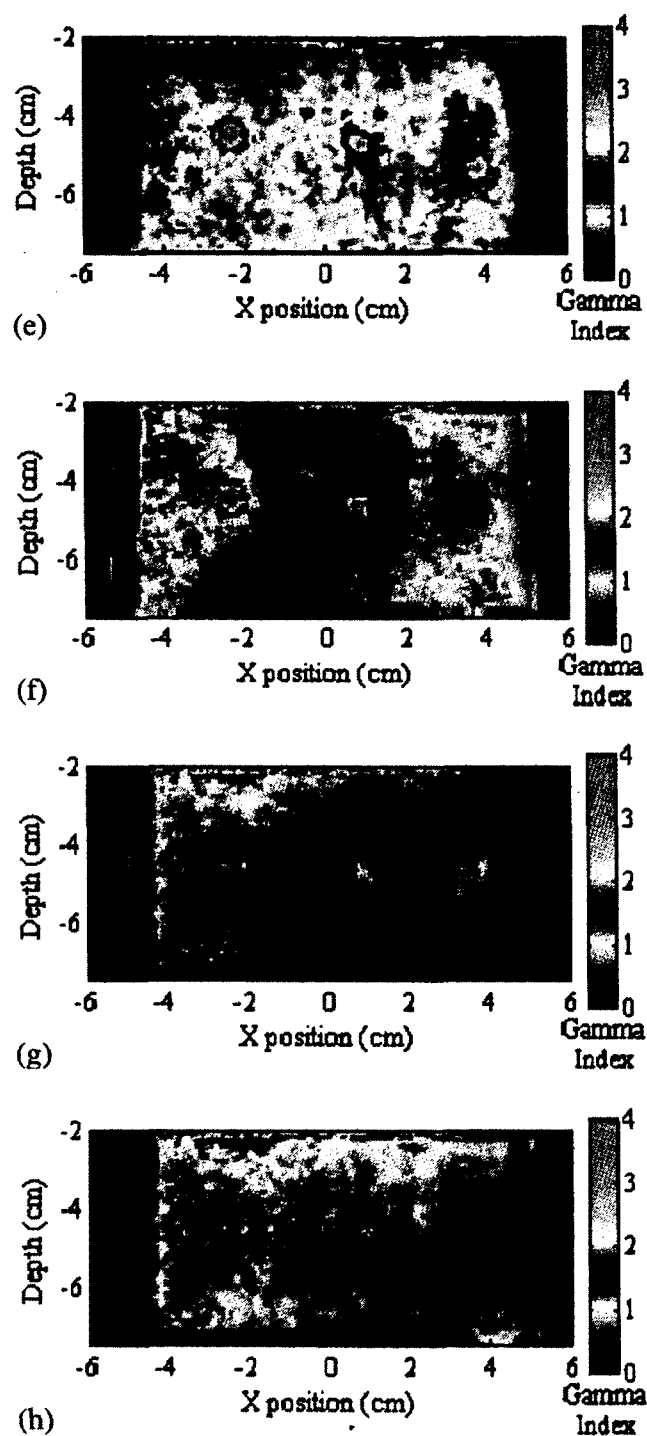
**Figure 19** Les indices  $\gamma$  (3%/3 mm) sont illustrés pour la tranche centrale d'un champ radiatif de 6 MV (1666 UM) filtré avec un filtre physique de 60°. Les mesures utilisant les méthodes de calibration 1 à 4 respectivement ont été comparées aux calculs de Pinnacle<sup>3</sup> [(a)-(d)] et au film Gafchromic EBT2 [(e)-(h)].



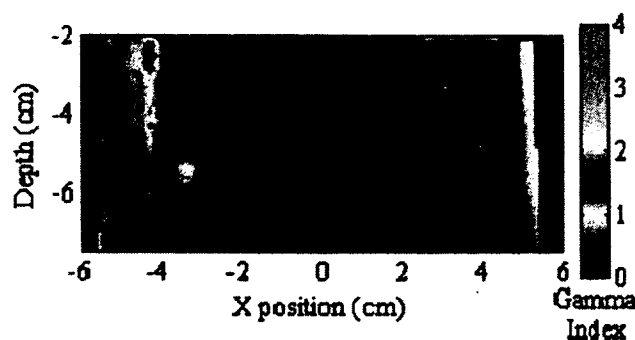


**Figure 20** Les indices  $\gamma$  (3%/3 mm) sont illustrés pour la tranche centrale d'un champ radiatif de 6 MV (1666 UM) filtré avec un filtre physique de 60°. La mesure réalisée à l'aide d'un film Gafchromic EBT2 a été comparée aux calculs de Pinnacle<sup>3</sup>.





**Figure 21** Les indices  $\gamma$  (3%/3 mm) sont illustrés pour la tranche centrale d'un champ radiatif de 6 MV (1100 UM) filtré avec un filtre physique de 60°. Les mesures utilisant les méthodes de calibration 1 à 4 respectivement ont été comparées aux calculs de Pinnacle<sup>3</sup> [(a)-(d)] et au film Gafchromic EBT2 [(e)-(h)]. Les flèches noires en (a) indiquent des artefacts laissés par les PSD sur lesquels il y a présence de petites bulles.



**Figure 22** Les indices  $\gamma$  (3%/3 mm) sont illustrés pour la tranche centrale d'un champ radiatif de 6 MV (1100 UM) filtré avec un filtre physique de 60°. La mesure réalisée à l'aide d'un film Gafchromic EBT2 a été comparée aux calculs de Pinnacle<sup>3</sup>.

Le potentiel des gels de polyacrylamide demeure indéniable, puisqu'aucun outil de mesures n'offre actuellement la possibilité de donner des mesures dosimétriques fiables en trois dimensions pour les cliniques de radio-oncologie. Les méthodes de calibration proposées permettent une correction efficace de quelques effets pouvant fausser la calibration standard utilisant seulement des fioles de calibration. La meilleure méthode implique une correction de la pente de la courbe de calibration dérivée des fioles de calibration pour correspondre à la valeur de  $R_2$  autour du scintillateur servant à la mesure de référence. Le principal avantage de cette méthode est qu'elle ne nécessite qu'un seul point de référence supplémentaire aux fioles de calibration. Les effets des différentes historiques de refroidissement entre les fioles de calibrations et le contenant principal et les légères contaminations pouvant modifier la réponse des fioles devraient être en principe compensés par cette calibration. Cela s'avère donc une bonne avancée pour obtenir des mesures plus justes de la dose avec les gels dosimétriques.

Malgré tout, cette méthode possède certaines limitations. En premier lieu, le point de référence du détecteur doit se retrouver dans une région de faible gradient. Dans le cas contraire, il devient difficile de corréler la dose déterminée par le détecteur à une valeur de  $R_2$ . En second lieu, en n'utilisant qu'un point de calibration, seuls les effets affectant uniformément la réponse ou la sensibilité du gel en comparaison aux fioles de calibration peuvent être corrigés. Ainsi, si des traces d'oxygène diffusent non-uniformément dans le gel, la présente méthode ne peut pas compenser et donner une calibration valide en tout point dans le gel. De la même façon, la dépendance du gel au débit de dose ne peut donc

pas non plus être corrigée par la présente méthode de calibration si le débit de dose n'est pas uniforme en tout point durant l'irradiation. La réponse varie jusqu'à 12% entre 30 et 400 cGy/min (De Deene *et al.*, 2006). Une telle erreur n'est pas tolérable, puisque des erreurs inférieures à 3% sont souvent requises lors de mesures de doses; p. ex. lors de contrôle de qualité (Klein *et al.*, 2009) ou lors de vérifications de plans de traitement (Ezzell *et al.*, 2009). Ceci représente donc actuellement une importante limitation puisque le débit de dose peut difficilement être uniforme dans un gel. Cet effet n'a pas été observé dans les mesures présentées précédemment, puisque la variation de débit de dose dans les fioles était comparable à celle des mesures. Enfin, l'ajout d'un détecteur nécessitant une calibration complique l'utilisation des gels de type PAG. Ces gels sont déjà relativement compliqués d'utilisation, puisqu'ils doivent être fabriqués dans un milieu sans oxygène et sont basées sur une chimie parfois délicate.

Même si les présents travaux améliorent l'exactitude des gels de polymère, ceux-ci restent tout de même loin de devenir un dosimètre à usage courant pour les cliniques de radiothérapie. Les promesses de mesures de doses en trois dimensions sont bien entendu intéressantes; entre autre pour la vérification de certaines planifications de traitements. Cependant, les problématiques nommées au précédent paragraphe sont des obstacles majeurs à l'intégration de ce type de détecteur pour les mesures cliniques. Plusieurs limitations matérielles viennent aussi freiner la possible émergence des gels dans les cliniques de radiothérapie. Plusieurs cliniques n'ont pas accès à un laboratoire de chimie ou à un environnement sans oxygène qui pourrait permettre la fabrication de gels. Un système automatisé de mélange de gel pourrait être envisagé dans l'avenir pour faciliter leur utilisation et pour réduire les incertitudes liées à la fabrication des gels. De la même façon, l'accès à un appareil d'imagerie par résonance magnétique pour des mesures de routine peut s'avérer impossible pour la majorité centres. Le coût relié à tous ces éléments peut être très élevé et peut ainsi décourager les plus petites cliniques d'utiliser cet outil. Enfin, même si le développement des PSD est beaucoup plus mature, ils ne sont pas encore un dosimètre à usage répandu dans les cliniques. L'utilisation de ce détecteur comme outil de calibration des gels de polymère peut ajouter au défi de l'implantation d'une telle technologie.

L'efficacité des présents dosimètres bidimensionnels viennent aussi réduire l'intérêt des gels dosimétriques. En effet, les matrices de chambre à ionisation ou de diodes sont

efficaces pour produire des distributions de doses permettant de vérifier les planifications de traitement. Les films Gafchromic (ou radiochromique) sont beaucoup plus près d'un usage répandu en clinique, puisqu'ils sont beaucoup plus facile d'utilisation et qu'ils ne nécessitent essentiellement qu'un numériseur haut de gamme. Contrairement aux gels de polymère, ils ne possèdent pas de dépendance au débit de dose et s'avèrent également plus exactes si une calibration est effectuée correctement.

Dans un autre ordre d'idées, même si des détecteurs plastiques à scintillation sont utilisés pour obtenir des points de références, il est aussi possible en théorie d'utiliser d'autres détecteurs pour obtenir un point de référence à l'intérieur du gel. Il devra cependant posséder certaines caractéristiques que les PSD possèdent justement; c'est-à-dire l'équivalence à l'eau, une exactitude et une précision suffisantes pour permettre d'obtenir une référence fiable, et la possibilité d'insérer le détecteur dans un milieu légèrement acide (comme le gel) sans affecter la réponse chimique du gel. Un détecteur à petit volume serait également préférable.

Finalement, les travaux présentés dans ce manuscrit ont démontré qu'il est possible de calibrer plus efficacement les gels de polyacrylamide en utilisant un point de référence de mesure durant l'irradiation des gels et que cette mesure peut être effectuée par un détecteur plastique à scintillation. Cette méthode a été testée sur un nombre limité de gels. Davantage de mesures pourraient être nécessaires pour valider que la nouvelle méthode de calibration proposée dans ce mémoire est valide dans plusieurs situations. De plus, cette méthode a été testée sur des gels de type PAG seulement et pourrait être testée sur d'autres types de gels pour démontrer que cette méthode pourrait fonctionner efficacement sur d'autres types de gels dosimétriques. Autrement, elle se veut une avenue intéressante pour obtenir des mesures exactes à partir de gels dosimétriques.

## **Remerciements**

J'aimerais tout d'abord remercier mes directeurs Pr Martin Lepage, Pr Luc Beaulieu et Pr Rachel Bujold de m'avoir permis de faire ce projet de recherche. J'ai beaucoup apprécié la confiance, la liberté et le support qu'ils m'ont offert. Je les remercie aussi de m'avoir permis de compléter ma formation à l'Université de Sherbrooke avec les cours de physique médicale offerts à l'Université Laval. Cette formation me permet maintenant de travailler en tant que physicien médical tel que je le désirais initialement.

J'aimerais ensuite remercier tous les médecins médicaux du Centre Hospitalier Universitaire de Sherbrooke qui n'ont jamais compté leur temps pour m'aider. Merci à Ghyslain Leclerc d'avoir toujours pris le temps de me montrer les trucs du métier. Merci à Vincent Hubert-Tremblay de m'avoir aidé à bien débiter le projet et de m'avoir aidé dans la programmation logicielle et à Patrick Delage pour l'aide avec les films radiochromiques.

Également, je souhaite remercier aussi Mahbod Sedaghat pour toute l'aide qu'il m'a offerte durant le projet, autant pour les manipulations et le montage avec les gels que pour les discussions sur mon projet. Merci à Ridthee Meesat pour sa collaboration avec les gels et à Mathieu Guillot pour m'avoir guidé sur certains aspects des détecteurs plastiques à scintillation. Je remercie aussi Luc Tremblay pour l'aide qu'il m'a apportée pour mon montage et tout le monde des départements de Sherbrooke et de Québec pour la formation, les bons moments et la bonne ambiance de travail.

Un énorme merci à ma conjointe Johanie Gagnon qui a su me supporter au cours de toutes mes études universitaires et sans qui je n'aurais pas pu faire tout ce travail. Merci aussi à mes parents pour leur support inconditionnel et à mes enfants pour leur amour.

Enfin, je remercie le Fonds québécois de la recherche sur la nature et la technologie (FQRNT) pour ma bourse d'étude, le Conseil de recherches en sciences naturelles et en génie du Canada (CRSNG) et le Centre d'imagerie moléculaire de Sherbrooke (CIMS) pour le financement de mon projet de recherche.

## Liste de références

- Archambault L, Beddar A S, Gingras L, Roy R et Beaulieu L, 2006a. Measurement accuracy and Cerenkov removal for high performance, high spatial resolution scintillation dosimetry. *Med Phys* 33, 128–135.
- Archambault L, Leclerc G, Beaulieu L et Lepage M, 2006b. Absolute calibration of polymer gel dosimeter using scintillating fibers. *J Phys Conf Ser* 56, 242–244.
- Archambault L, Beddar A S, Gingras L, Lacroix F, Roy R et Beaulieu L, 2007. Water-equivalent dosimeter array for small-field external beam radiotherapy. *Med Phys* 34, 1583–1592.
- Archambault L, Briere T M et Beddar A S, 2008. Transient noise characterization and filtration in CCD cameras exposed to stray radiation from a medical linear accelerator. *Med Phys* 35, 4342–4351.
- Attix F H 1986. Introduction to radiological physics and radiation dosimetry, 1<sup>st</sup> edition; Wiley-VCH.
- Ayotte G, Archambault L, Gingras L, Lacroix F, Beddar A S et Beaulieu L, 2006. Surface preparation and coupling in plastic scintillator dosimetry. *Med Phys* 33, 3519–3525.
- Baldock C, Burford R P, Billingham N C, Wagner G S, Patval S, Badawi R D et Keevil S F, 1998. Experimental procedure for the manufacture of polyacrylamide gel (PAG) for magnetic resonance imaging (MRI) radiation dosimetry. *Phys Med Biol* 43, 695–702.
- Baldock C, 2006. Historical overview of the development of gel dosimetry: a personal perspective. *J Phys Conf Ser* 56, 14–22.
- Baldock C, De Deene Y, Doran S, Ibbott G, Jirasek A, Lepage M, McAuley K B, Oldham M et Schreiner L J, 2010. Polymer gel dosimetry. *Phys Med Biol* 55, R1–R63.
- Beddar A S, Mackie T R, et Attix F H, 1992a. Water-equivalent plastic scintillation detectors for high-energy beam dosimetry: I. Physical characteristics and theoretical considerations. *Phys Med Biol* 37, 1883–1900.
- Beddar A S, Mackie T R, et Attix F H, 1992b. Water-equivalent plastic scintillation detectors for high-energy beam dosimetry: II. Properties and measurements. *Phys Med Biol* 37, 1901–1913.
- Beddar A S, Mackie T R et Attix F H, 1992c. Cerenkov light generated in optical fibres and other light pipes irradiated by electron beams. *Phys Med Biol* 37, 925–935.
- Boni A L, 1961. A polyacrylamide gamma dosimeter. *Radiat Res* 14, 374–380.



- Bosi S, Naseri P, Puran A, Davies J and Baldock C, 2007. Initial investigation of a novel light-scattering gel phantom for evaluation of optical CT scanners for radiotherapy gel dosimetry. *Phys Med Biol* 52, 2893–2903.
- Bouchard H, Lacroix F, Beaudoin G, Carrier J-F et Kawrakow I, 2009. On the characterization and uncertainty analysis of radiochromic film dosimetry. *Med Phys* 36, 1931–1946.
- Cardenas R L, Cheng K H, Verhey L J, Xia P, Davis L et Cannon B, 2002. A self consistent normalized calibration protocol for three dimensional magnetic resonance gel dosimetry. *Magn Reson Imaging* 20, 667–679.
- Cerenkov P A, 1934. [Visible Emission of Clean Liquids by Action of  $\gamma$  Radiation.] *Doklady Akad Nauk SSSR* 2, 451–454.
- Cosgrove V P, Murphy P S, McJury M, Adams J E, Warrington A P, Leach M O et Webb S, 2000. The reproducibility of polyacrylamide gel dosimetry applied to stereotactic conformal radiotherapy. *Phys Med Biol* 45, 1195–1210.
- Crescenti R A, Scheib S G, Schneider U et Gianolini S, 2007. Introducing gel dosimetry in a clinical environment: Customization of polymer gel composition and magnetic resonance imaging parameters used for 3D dose verifications in radiosurgery and intensity modulated radiotherapy. *Med Phys* 34, 1286–1297.
- De Deene Y, De Wagter C, Van Duyse B, Derycke S, De Neve W et Achten E, 1998. Three-dimensional dosimetry using polymer gel and magnetic resonance imaging applied to the verification of conformal radiation therapy in head-and-neck cancer. *Radiother Oncol* 48, 283–291.
- De Deene Y, Hurley C, Venning A, Vergote K, Mather M, Healy B J et Baldock C, 2002. A basic study of some normoxic polymer gel dosimeters. *Phys Med Biol* 47, 3441–3463.
- De Deene Y, 2006. On the accuracy and precision of gel dosimetry. *J Phys Conf Ser* 56, 72–85.
- De Deene Y, Vergote K, Claeys C et De Wagter C, 2006. The fundamental radiation properties of normoxic polymer gel dosimeters: a comparison between a methacrylic acid based gel and acrylamide based gels. *Phys Med Biol* 51, 653–673.
- De Deene Y, Pittomvils G et Visalatchi S, 2007. The influence of cooling rate on the accuracy of normoxic polymer gel dosimeters. *Phys Med Biol* 52, 2719–2728.
- Devic S, Seuntjens J, Sham E, Podgorsak E B, Schmidlein C R, Kirov A S et Soares C G, 2005. Precise radiochromic film dosimetry using a flat-bed document scanner. *Med Phys* 32, 2245–2253.
- Ezzell G A, Burmeister J W, Dogan N, LoSasso T J, Mechalakos J G, Mihailidis D, Molineu A, Palta J R, Ramsey C R, Salter B J, Shi J, Xia P, Yue N J et Ying X, 2009.

IMRT commissioning: Multiple institution planning and dosimetry comparisons, a report from AAPM Task Group 119. *Med Phys* 36, 5359–5373.

Fong P M, Keil D C, Does M D et Gore J C, 2001. Polymer gels for magnetic resonance imaging of radiation dose distributions at normal room atmosphere. *Phys Med Biol* 46, 3105–3113.

Fontbonne J M, Iltis G, Ban G, Batalla A, Vernhes J C, Tillier J, Bellaize N, Lebrun C, Tamain B, Mercier K et Motin J C, 2002. Scintillating fiber dosimeter for radiation therapy accelerator. *IEEE Trans Nucl Sci* 49, 2223–2227.

Frelin A-M, Fontbonne J-M, Ban G, Colin J, Labalme M, Batalla A, Isambert A, Vela A, Leroux T, 2005. Spectral discrimination of Čerenkov radiation in scintillating dosimeters. *Med Phys* 32, 3000–3006.

Hall E J et Giaccia A J, 2005. *Radiobiology for the radiologist*, 6<sup>th</sup> edition; Lippincott Williams & Wilkins.

Hepworth S J, Leach M O et Doran S J, 1999. Dynamics of polymerization in polyacrylamide gel (PAG) dosimeters: (II) modelling oxygen diffusion. *Phys Med Biol* 44, 1875–1884.

Hilts M, Audet C, Duzenli C et Jirasek A, 2000. Polymer gel dosimetry using x-ray computed tomography: a feasibility study. *Phys Med Biol* 45, 2559–2571.

Jirasek A I et Duzenli C, 2001. Effects of crosslinker fraction in polymer gel dosimeters using FT Raman spectroscopy. *Phys Med Biol* 46, 1949–1961.

Johns H E et Cunningham J R, 1983. *The physics of radiology*, 4th edition; Charles C Publisher.

Kelly R G, Jordan K J et Battista J J, 1998. Optical CT reconstruction of 3D dose distributions using the ferrous-benzoic-xyleneol (FBX) gel dosimeter. *Med Phys* 25, 1741–1750.

Kennan R P, Maryanski M J, Zhong J et Gore J C, 1992. Hydrodynamic effects and cross relaxation in cross linked polymer gels. *Proc Soc Magn Reson Med (New York)*, 1316.

Klein E E, Hanley J, Bayouth J, Yin F-F, Simon W, Dresser S, Serago C, Aguirre F, Ma L, Arjomandy B, Liu C, Sandin C et Holmes T, 2009. Task Group 142 report: Quality assurance of medical accelerators. *Med Phys* 36, 4197–4212.

Knoll G E, 2000. *Radiation detection and measurement*, 3<sup>rd</sup> edition; Wiley-VCH.

Lacroix F, Archambault L, Gingras L, Guillot M, Beddar A S et Beaulieu L, 2008. Clinical prototype of a plastic water-equivalent scintillating fiber dosimeter array for QA applications. *Med Phys* 35, 3682–3690.

- Lepage M, Jayasakera P M, Back S A et Baldock C, 2001a. Dose resolution optimization of polymer gel dosimeters using different monomers. *Phys Med Biol* 46, 2665–2680.
- Lepage M, Whittaker A K, Rintoul L, Back S A et Baldock C, 2001b. The relationship between radiation-induced chemical processes and transverse relaxation times in polymer gel dosimeters *Phys Med Biol* 46, 1061–1074.
- Lepage M, Whittaker A K, Rintoul L et Baldock C, 2001c.  $^{13}\text{C}$ -NMR,  $^1\text{H}$ -NMR, and FT-Raman of radiation-induced modifications in radiation dosimetry polymer gels. *J Appl Polym Sci* 79, 1572–1581.
- Low D A, Dempsey J F, Venkatesan R, Mutic S, Markman J, Haacke E M et Purdy J A, 1999. Evaluation of polymer gels and MRI as a 3-D dosimeter for intensity-modulated radiation therapy. *Med Phys* 26, 1542–1551.
- MacDougall N D, Miquel M E et Keevil S F, 2008. Effects of phantom volume and shape on the accuracy of MRI BANG gel dosimetry using BANG3<sup>TM</sup>. *Br J Radiol* 81, 46–50.
- Maryanski M J, Gore J C et Schulz R J, 1992. 3-D radiation dosimetry by MRI: solvent proton relaxation enhancement by radiation-controlled polymerisation and cross-linking in gels. *Proc Soc Magn Reson Med (New York)*, 1325.
- Maryanski M J, Schulz R J, Ibbott G S, Gatenby J C, Xie J, Horton D et Gore J C, 1994. Magnetic resonance imaging of radiation dose distributions using a polymer-gel dosimeter. *Phys Med Biol* 39, 1437–1455.
- Maryanski M J, Zastavker Y Z et Gore J C, 1996. Radiation dose distributions in three dimensions from tomographic optical density scanning of polymer gels: II. Optical properties of the BANG polymer gel. *Phys Med Biol* 41, 2705–2717.
- Maryanski M J, Audet C et Gore J C, 1997. Effects of crosslinking and temperature on the dose response of a BANG polymer gel dosimeter. *Phys Med Biol* 42, 303–311.
- Mather M L, Whittaker A K et Baldock C, 2002. Ultrasound evaluation of polymer gel dosimeters. *Phys Med Biol* 47, 1449–1458.
- McAuley K B, 2006. Fundamentals of polymer gel dosimeters. *J Phys Conf Ser* 56, 35–44.
- Oldham M, McJury M, Baustert I B, S. Webb S et Leach M O, 1998. Improving calibration accuracy in gel dosimetry. *Phys Med Biol* 43, 2709–2720.
- Olsson L E, Westrin B A, Fransson A et Nordell B, 1992. Diffusion of ferric ions in agarose dosimeter gels. *Phys Med Biol* 37, 2243–2252.
- Ray W I D, Willemse C A, Lötter M G, Engelbrecht J S et Swarts J C, 1996. Chelator effect on ion diffusion in ferrous-sulfate-doped gelatine gel dosimeters as analyzed by MRI. *Med Phys* 23, 15–23.

Schreiner L J, 2004. Review of Fricke gel dosimeters. J Phys Conf Ser 3, 9–21.

Sedaghat M, Bujold R et Lepage M, 2011. Severe dose inaccuracies caused by an oxygen-antioxydant imbalance in normoxic polymer gel dosimeters. Phys Med Biol 56, 601–625.

Spinks J W T et Woods R J, 1990. An introduction to radiation chemistry, 3<sup>rd</sup> edition; Wiley-VCH.

Trapp J V, Kairn T, Crowe S et Fielding A, 2009. Internal calibration of gel dosimeters: A feasibility study. J Phys Conf Ser 164, 012014.

Watanabe Y, Akimitsu T, Hirokawa Y, Mooij R B et Perera G M, 2005. Evaluation of dose delivery accuracy of Gamma Knife by polymer gel dosimetry. J Appl Clin Med Phys 6, 133–142.

## **Annexe 1**

### **Schémas des composantes du montage**

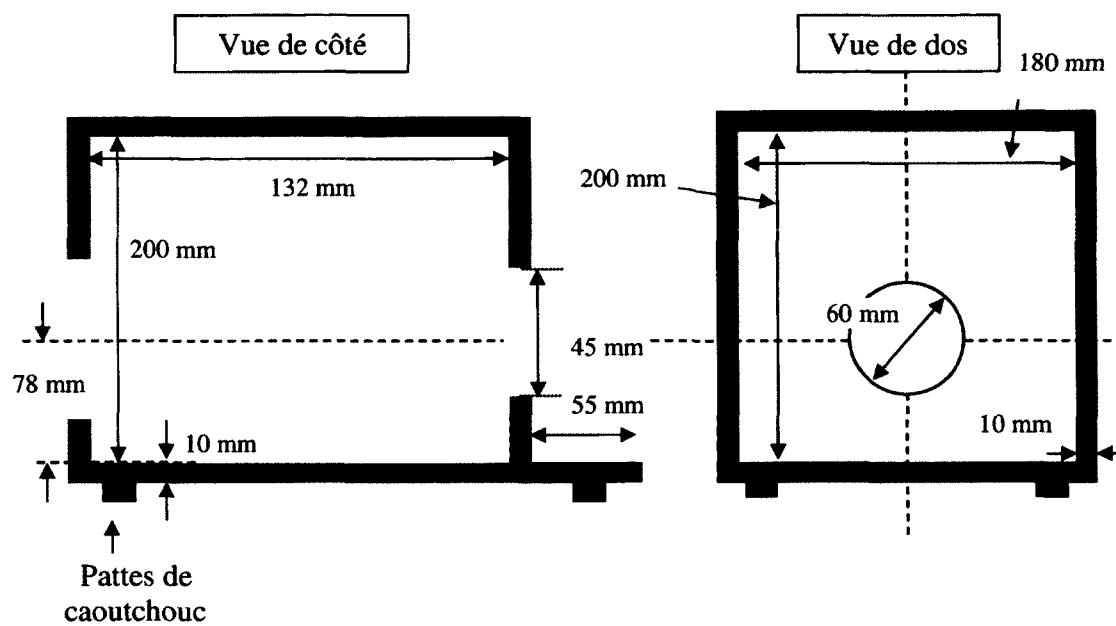
### Schémas du boîtier supportant la caméra CCD et les fibres optiques

Le montage provient d'un design de Lacroix *et al.* (Lacroix *et al.*, 2008).

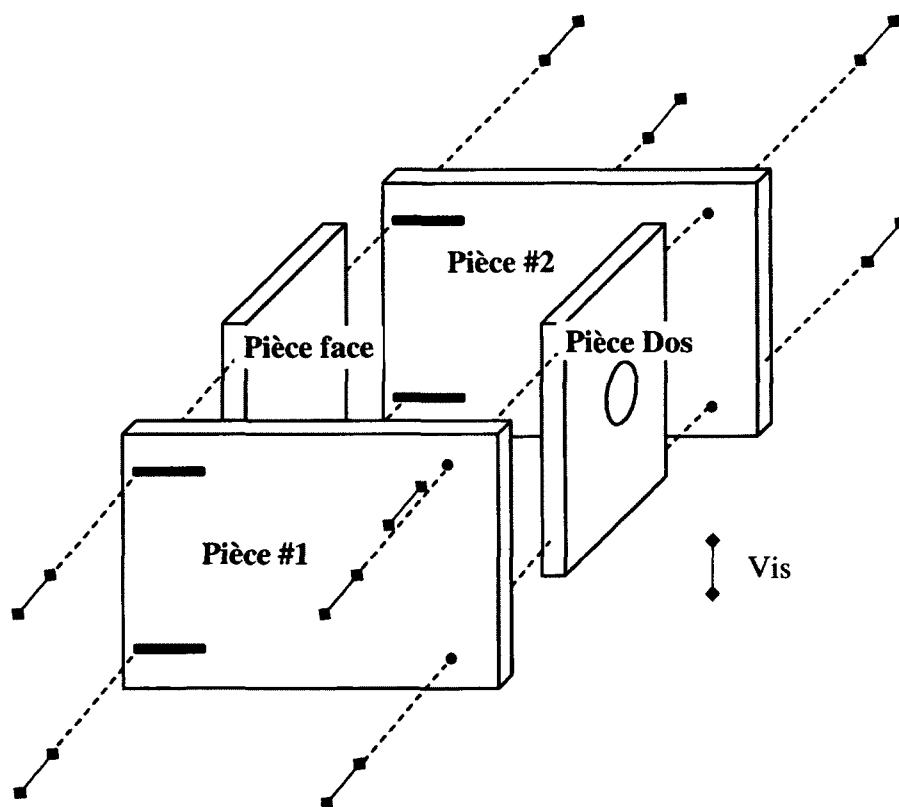
Une caméra CCD Apogee U2000C est fixée au fond du boîtier. Un connecteur garni de fibres optiques est inséré dans le panneau avant. Toutes les pièces sont en aluminium, sauf pour la pièce de Cerrobend, et pour les pattes et la pièce 13 qui sont en caoutchouc.



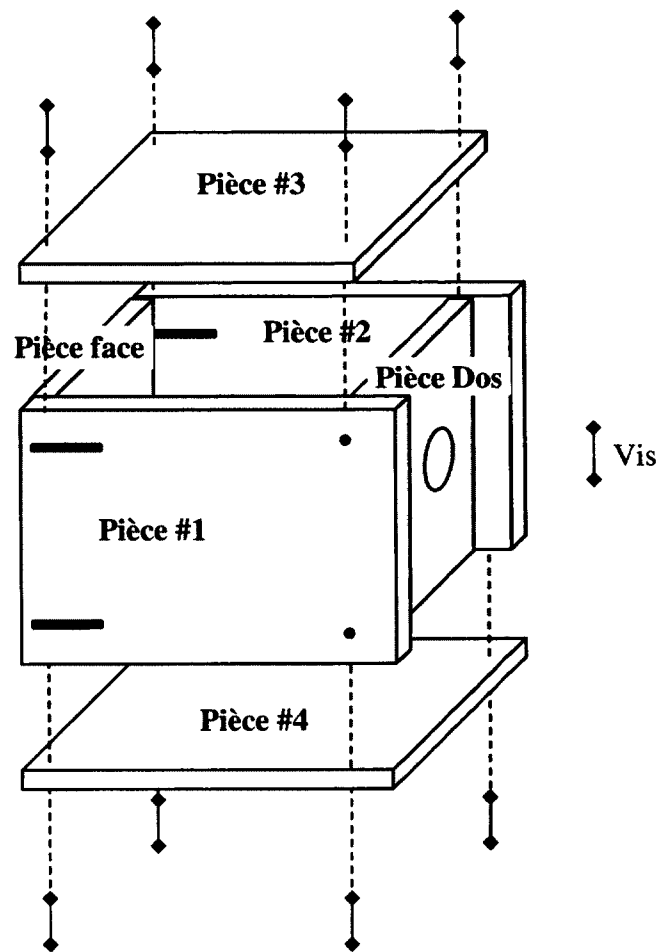
**Figure 23** Photos du boîtier de la caméra CCD complet vue de devant (à gauche) et vue de derrière (à droite).



**Figure 24** Schéma général du boîtier de la caméra CCD.



**Figure 25** Schéma illustrant le montage des pièces avant, arrière, #1 et #2 du boîtier de la caméra CCD.



**Figure 26** Schéma illustrant le montage des pièces #3 et #4 aux pièces montées dans la Figure 25.



## Pièce #1 et Pièce #2

\*\*\* Les pièces #1 et #2 sont identiques, à la différence que la poignée est d'un côté et de l'autre pour rester à l'extérieur de la boîte.

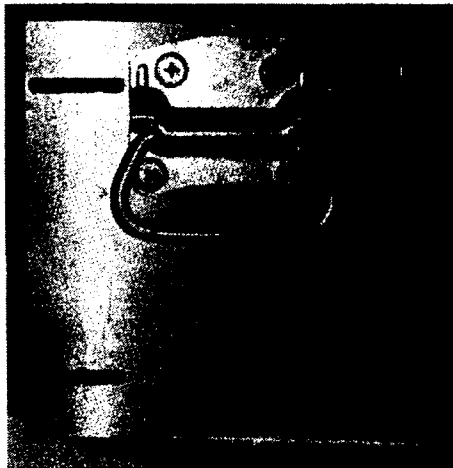


Figure 27 Photo de la pièce #2 du boîtier de la caméra CCD.

Trous avec filet pour visser le couvercle (idem en dessous pour le fond) avec vis ¼ pouce

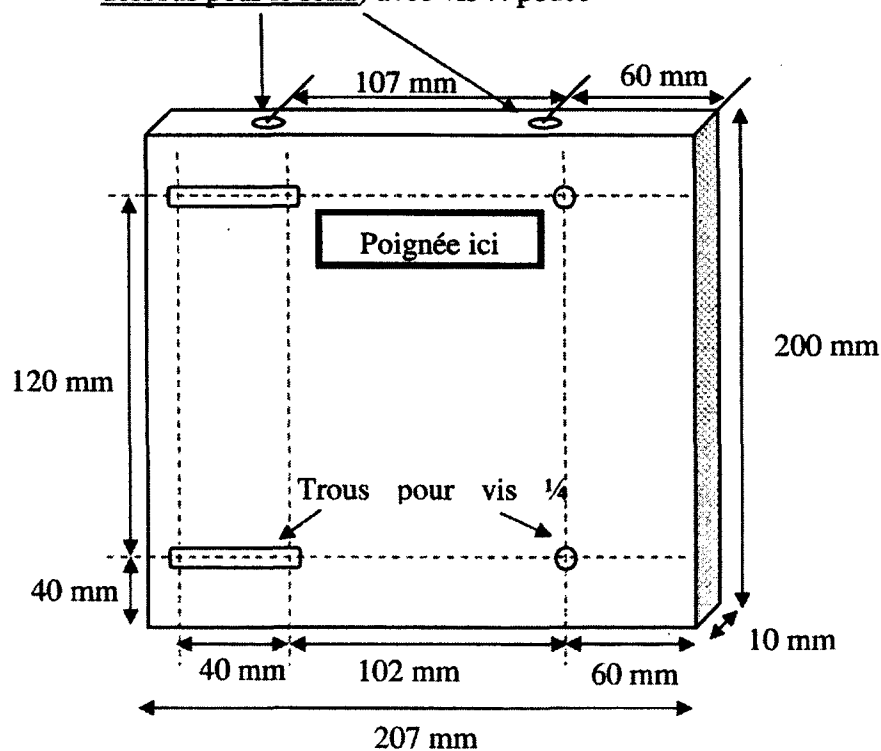
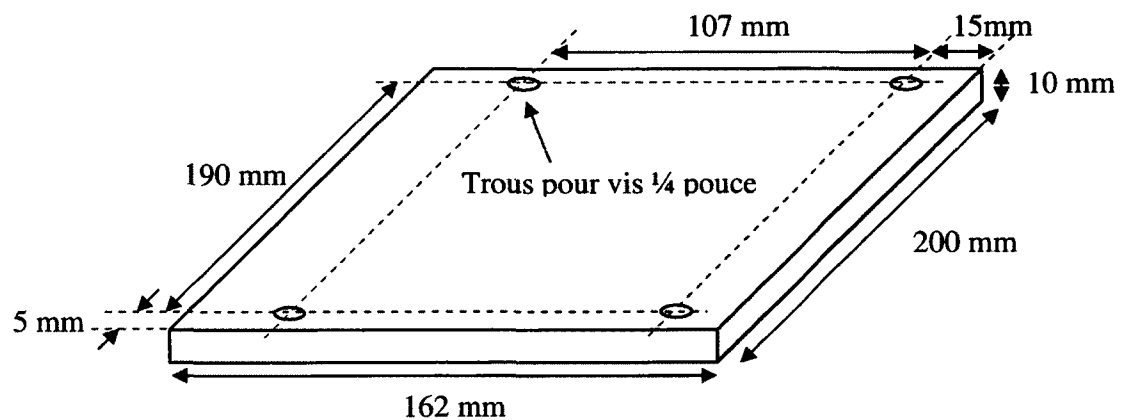
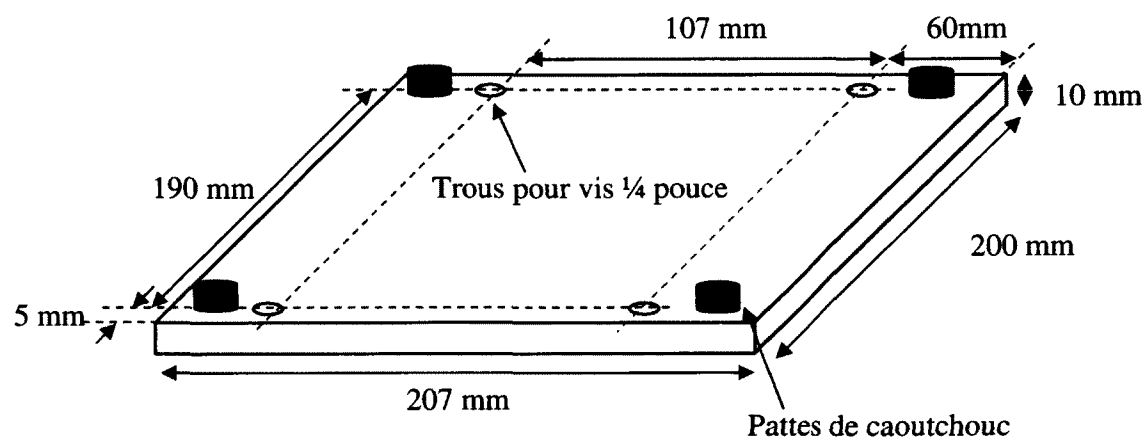


Figure 28 Schéma de la pièce #2 du boîtier de la caméra CCD.

**Pièce #3 (Couvercle)****Figure 29** Schéma de la pièce #3 du boîtier de la caméra CCD.**Pièce #4 (fond de la boîte, vue de dessous)****Figure 30** Schéma de la pièce #4 du boîtier de la caméra CCD.

## Pièce avant

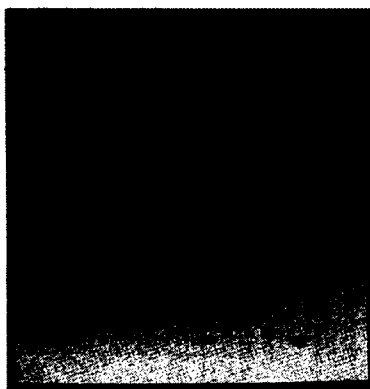
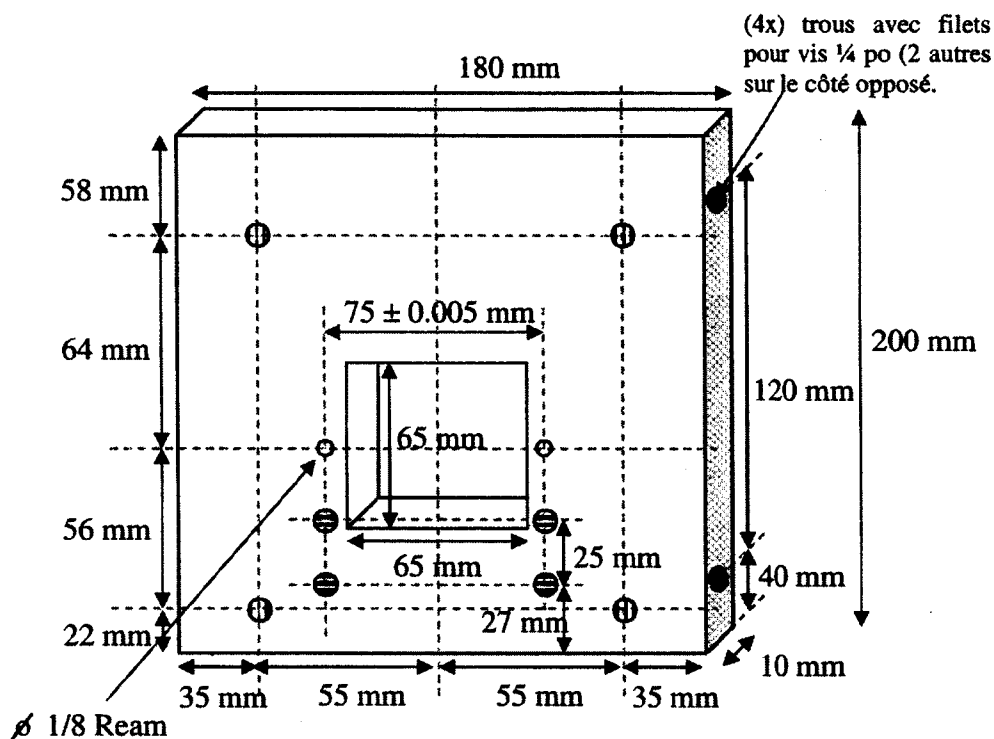


Figure 31 Photo de la pièce avant du boîtier de la caméra CCD.



- ⊖ Trous 1/4 po avec filets pour visser la Pièce 5.
- ⊕ (4x) Trous 1/4 po avec filets pour visser la pièce de Cerrobend (cf. p. 91).
- (2x) Trous 1/8 po pour insérer la Pièce 6. Ces trous sont bien ajustés avec cette pièce pour ne permettre aucun mouvement.
- (4x) Trous 1/4 po avec filets pour visser les Pièce 1 et 2 (de chaque côté de la pièce).

Figure 32 Schéma de la pièce avant du boîtier de la caméra CCD.

## Pièce arrière

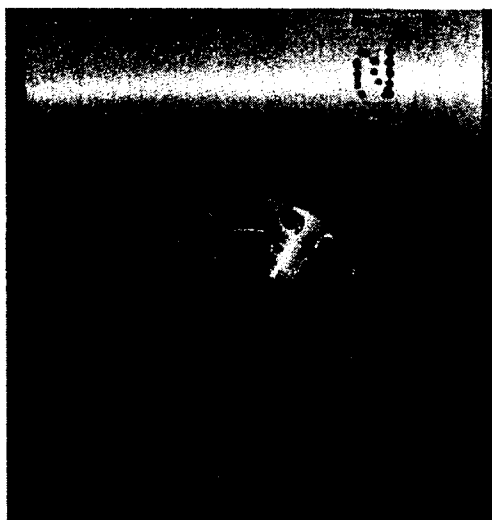


Figure 33 Photo de la pièce arrière, de la pièce #10 du boîtier avec la caméra CCD à l'arrière.

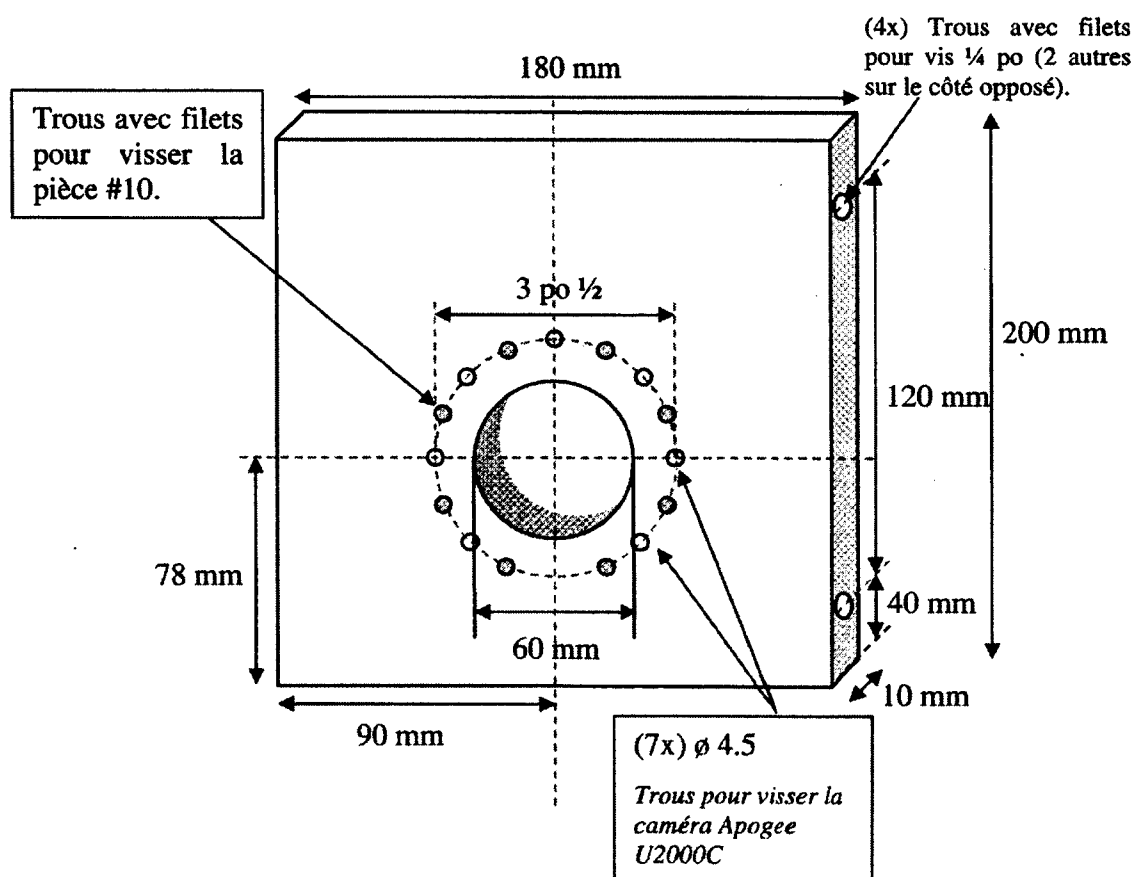
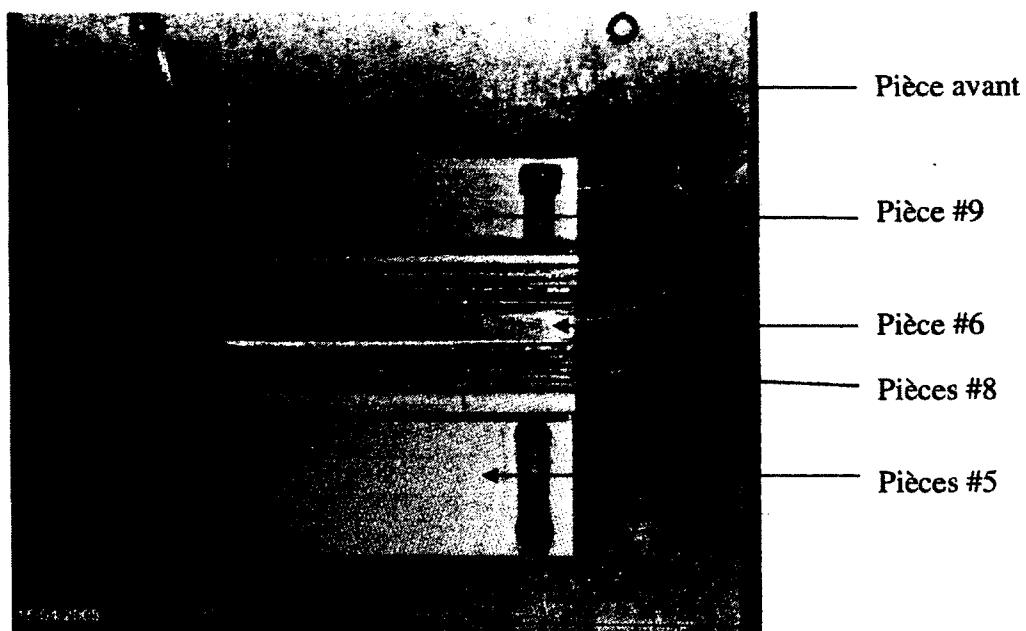


Figure 34 Schéma de la pièce arrière du boîtier de la caméra CCD.

### Connecteur pour les fibres optiques



**Figure 35** Photo montrant les différentes pièces du connecteur pour les fibres optiques sur le boîtier de la caméra CCD.

## Pièce #5

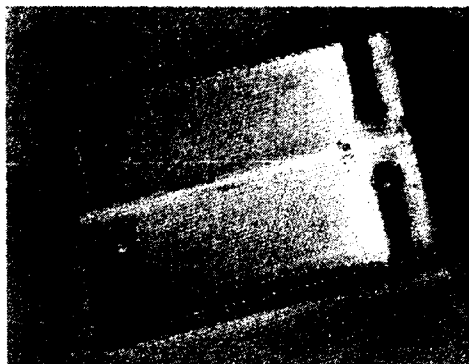


Figure 36 Photo de la pièce #5 du boîtier de la caméra CCD.

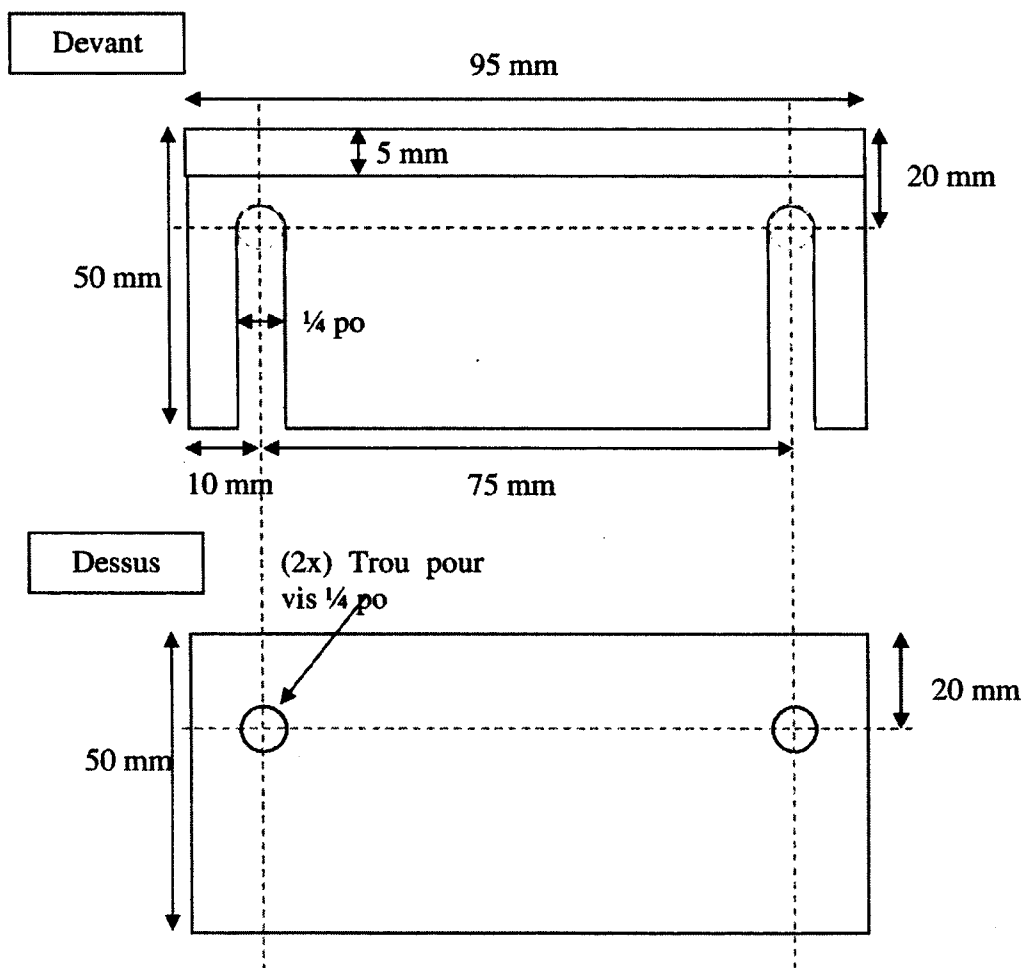
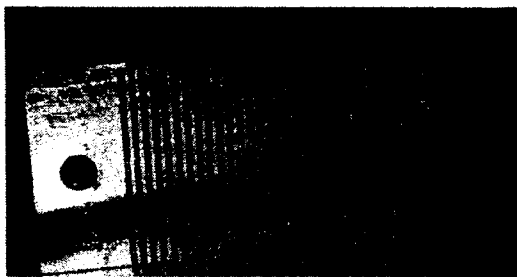


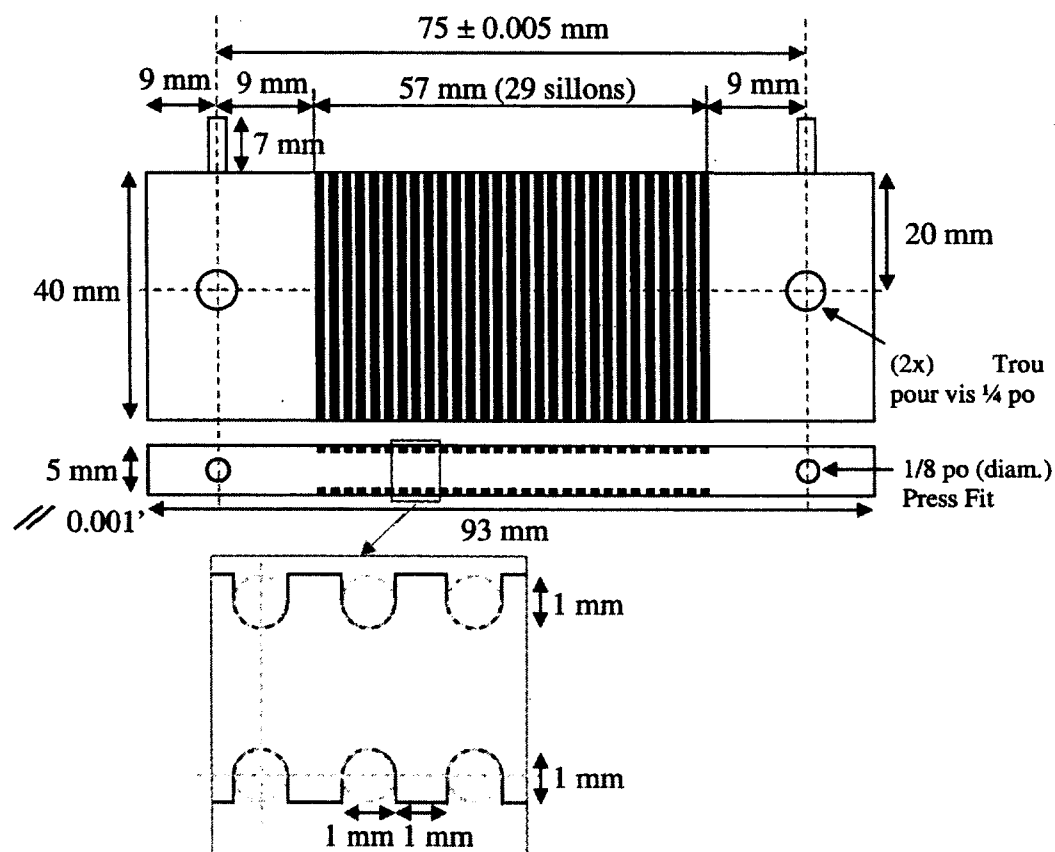
Figure 37 Schémas de la pièce #5 du boîtier de la caméra CCD.

**Pièce #6 (2 exemplaires)**



**Figure 38** Photo de la pièce #6 du boîtier de la caméra CCD.

Les deux tiges de 1/8 po s'insèrent parfaitement (sans aucun jeu) dans les trous de la face avant prévus à cet effet. Cela a pour but de stabiliser de façon reproductible le positionnement des fibres optiques (qui sont positionnées dans les sillons) pour que le signal soit toujours au même endroit sur la caméra CCD.

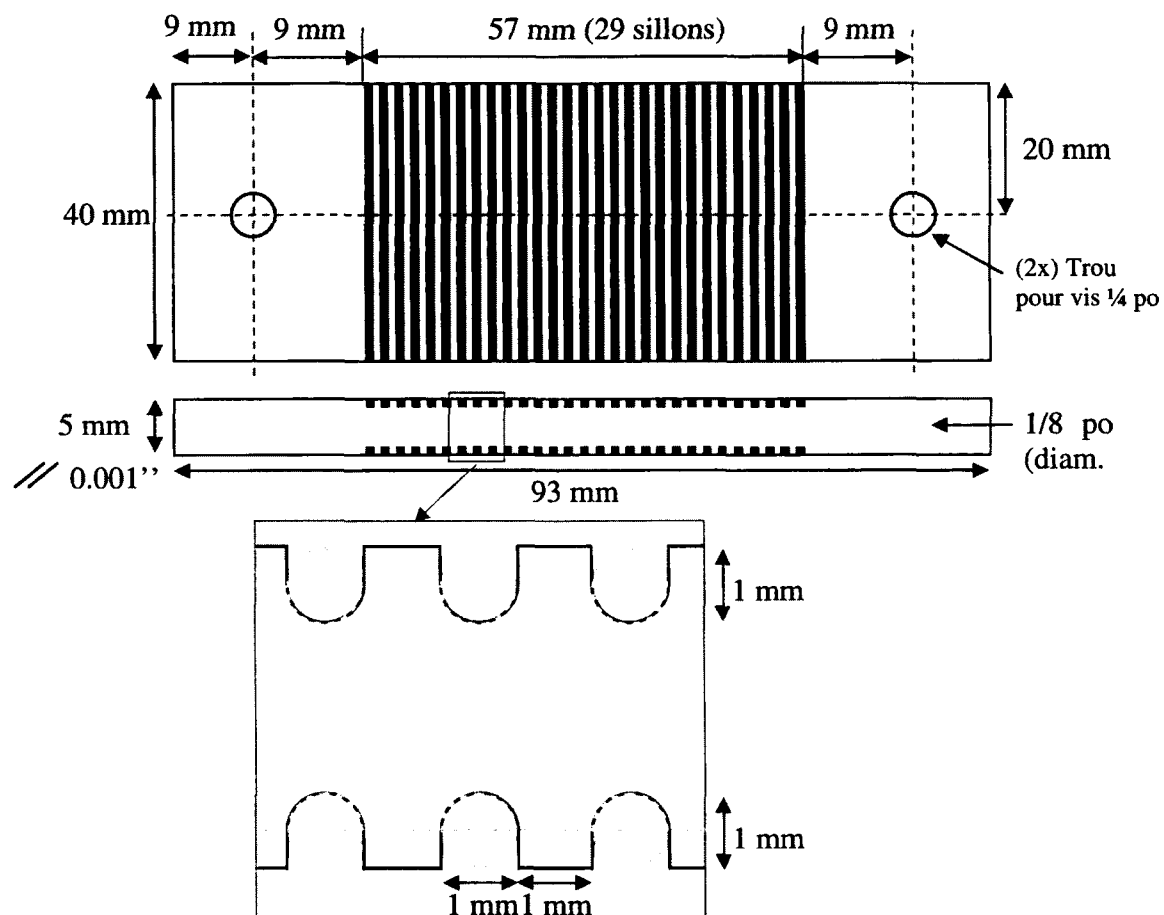


**Figure 39** Schéma de la pièce #6 du boîtier de la caméra CCD.

**Pièce #7**

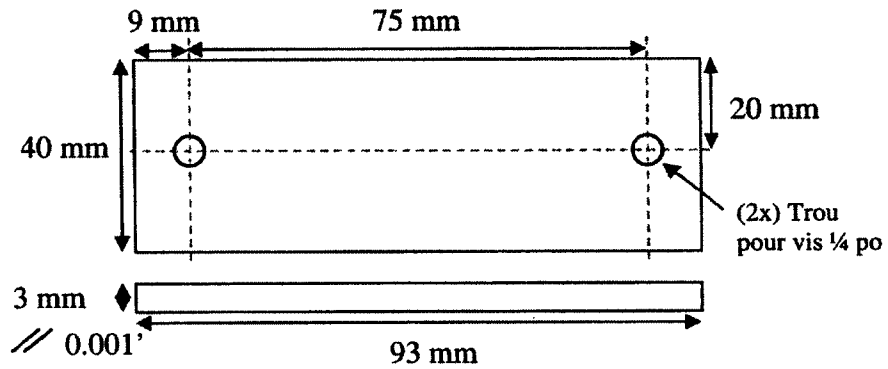
La pièce #7 est identique à la partie 6, mais avec les deux petites tiges de 1/8 de pouce en moins (pour insérer d'autres fibres optiques dans le montage).

*N.B. Cette pièce n'a pas été fabriquée.*



**Figure 40** Schéma de la pièce #7 du boîtier de la caméra CCD.



**Pièce #8 (6 exemplaires)****Figure 41** Photo de la pièce #8 du boîtier de la caméra CCD.**Figure 42** Schéma de la pièce #8 du boîtier de la caméra CCD.

## Pièce #9

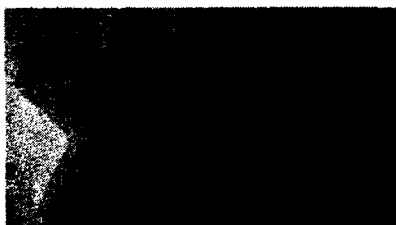


Figure 43 Photo de la pièce #9 du boîtier de la caméra CCD.

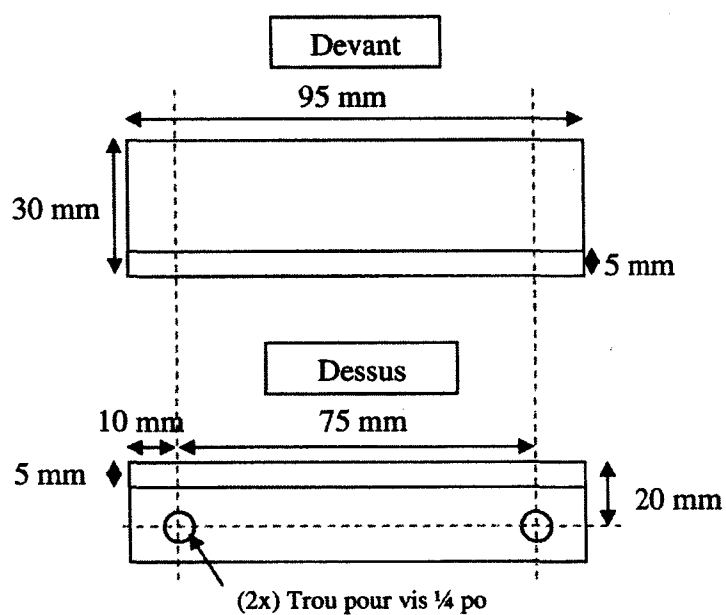


Figure 44 Schéma de la pièce #9 du boîtier de la caméra CCD.

### Intérieur de la boîte

Le chemin optique est scellé pour réduire au maximum l'intrusion de lumière ou de poussière dans le montage.

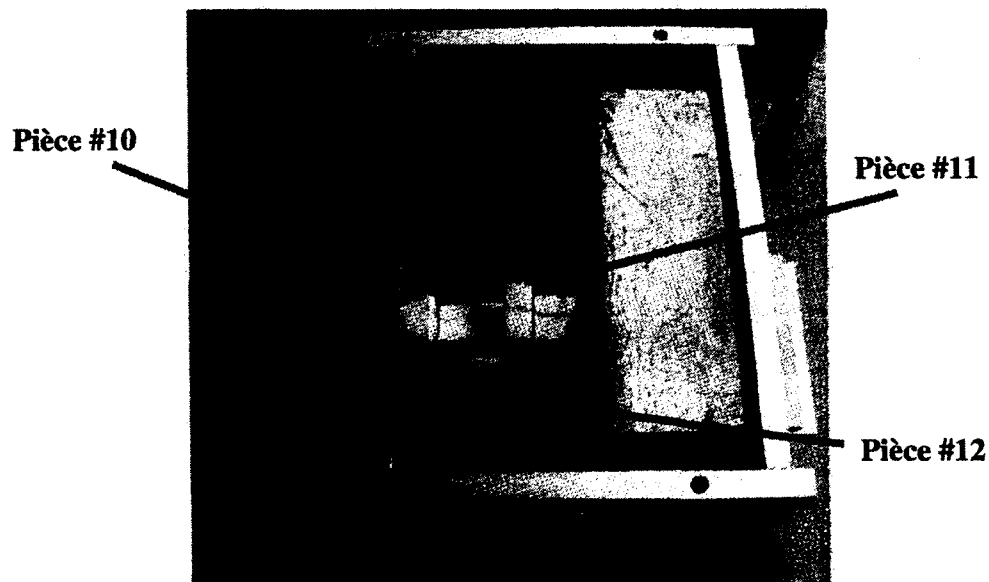


Figure 45 Photo de l'intérieur de la boîte de la caméra CCD.

Pièce #10 (pour une photo, cf. Figure 33, p.80)

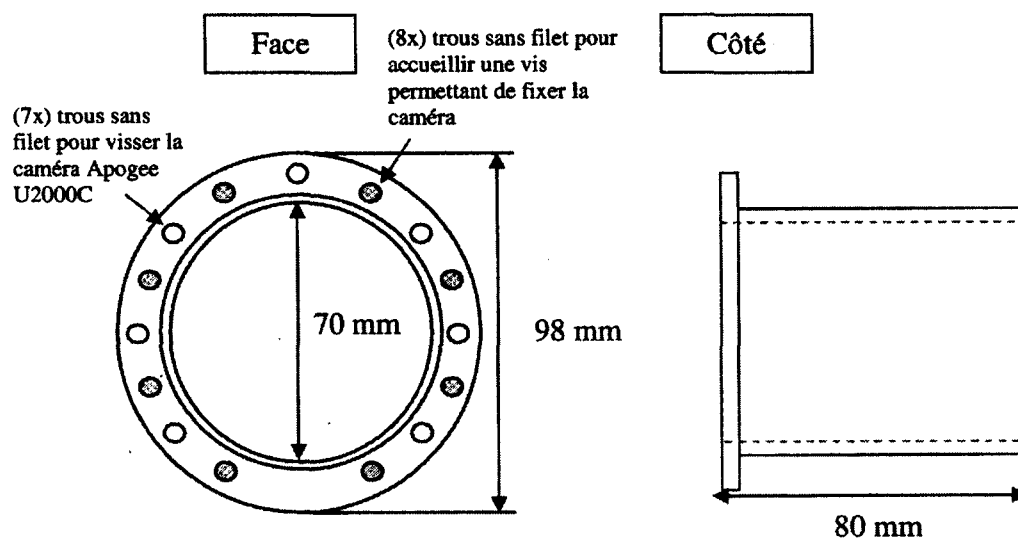
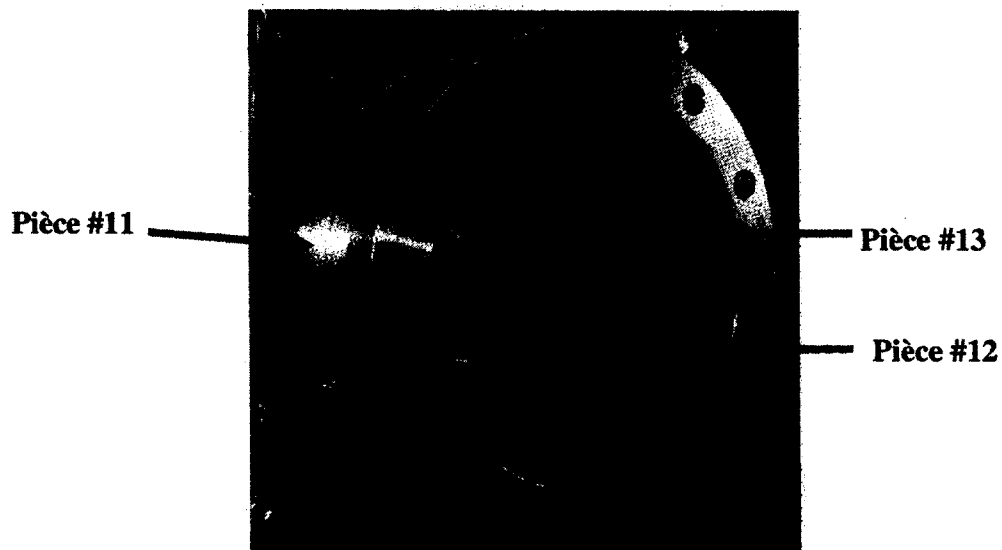


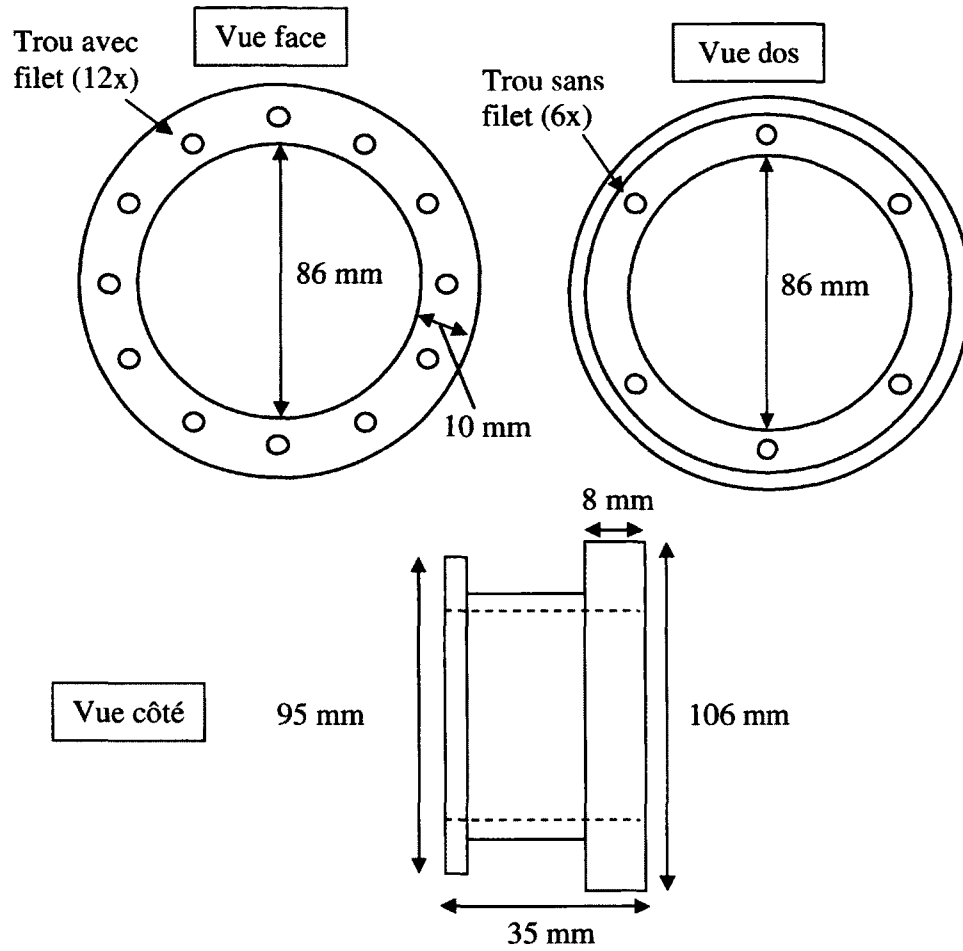
Figure 46 Schéma de la pièce #10 du boîtier de la caméra CCD.

**Pièce #11, #12 et #13**

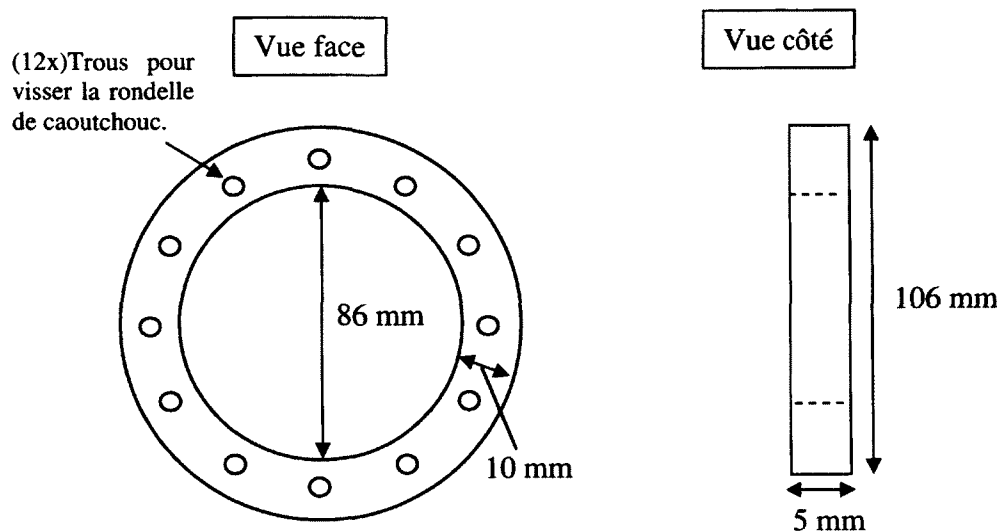
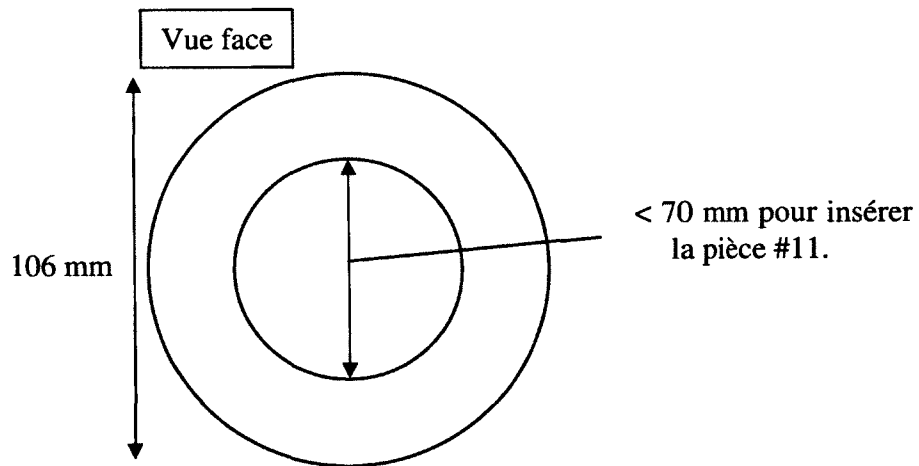
Le diamètre intérieur des pièces #11 et #12 est de 86 mm (pour suivre la pièce de Cerrobend). La pièce #12 permet de soutenir la pièce #13 qui est une rondelle de caoutchouc permettant de sceller le chemin optique lorsque la pièce #10 est insérée à l'intérieur.



**Figure 47** Photo des pièces #11, #12 et #13 de la boîte de la caméra CCD.

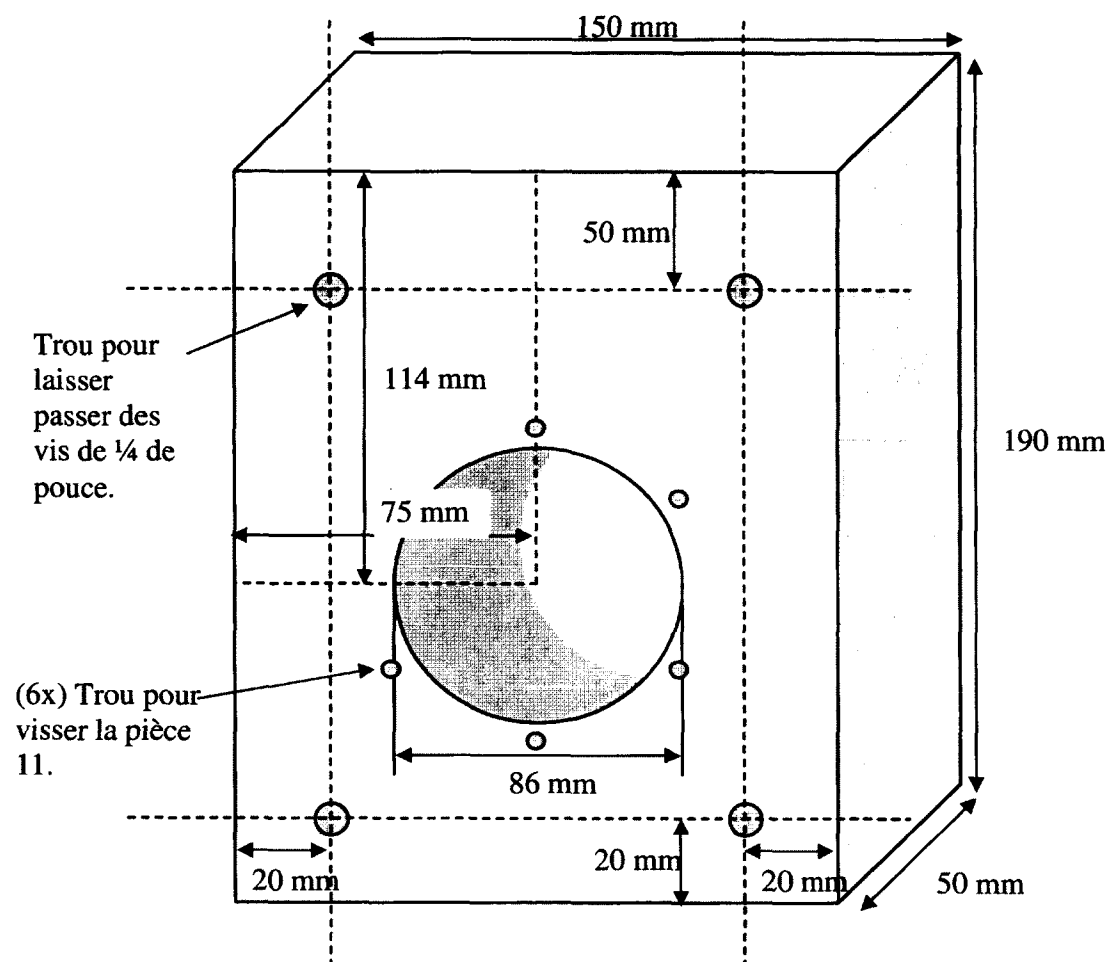
**Pièce #11**

**Figure 48** Schéma de la pièce #11 du boîtier de la caméra CCD.

**Pièce #12****Figure 49** Schéma de la pièce #12 du boîtier de la caméra CCD.**Pièce #13 (anneau de caoutchouc)****Figure 50** Schéma de la pièce #13 du boîtier de la caméra CCD.

**Pièce de Cerrobend attachée sur la pièce avant.**

Le Cerrobend est un alliage : Étain 13.3%, Bismuth 50%, Plomb 26.7% Cadmium 10%.

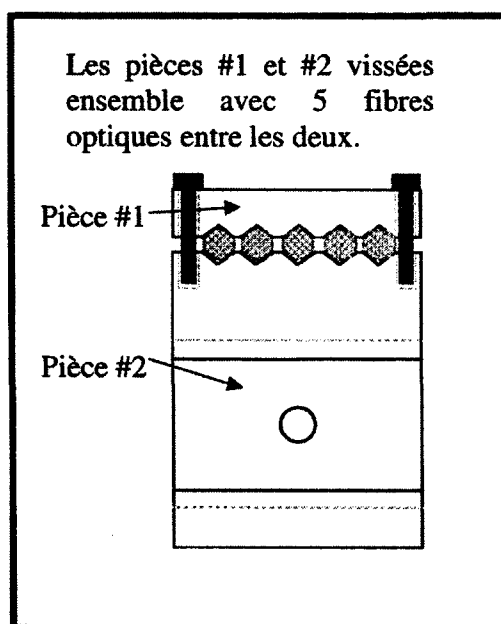


**Figure 51** Schéma de la pièce de Cerrobend utilisée dans le boîtier de la caméra CCD.

### Schémas du support à détecteurs plastiques à scintillation pour la cuve Wellhofer

Pièces en plastique (Delrin) allant sur le support d'une cuve d'eau Wellhofer pour supporter jusqu'à 5 fibres optiques de 1 mm que ce soit sans ou avec la gaine (dans ce cas, le diamètre est d'un peu plus de 2 mm)

*N.B. La largeur des sillons et des fibres est exagérée dans les schémas pour des fins d'illustrations.*

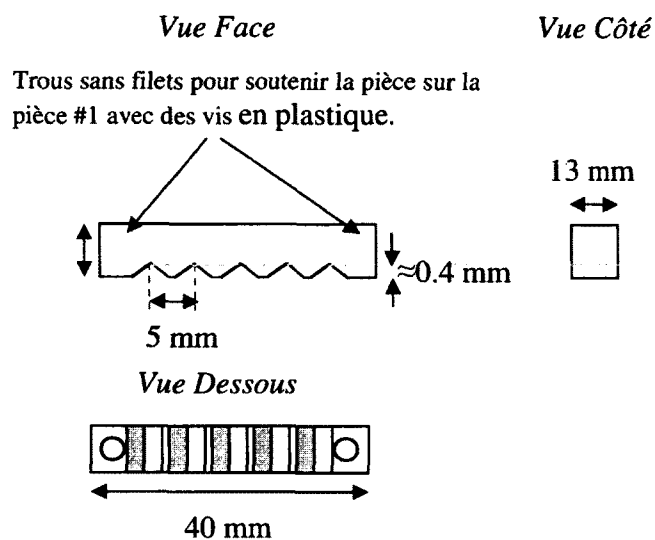
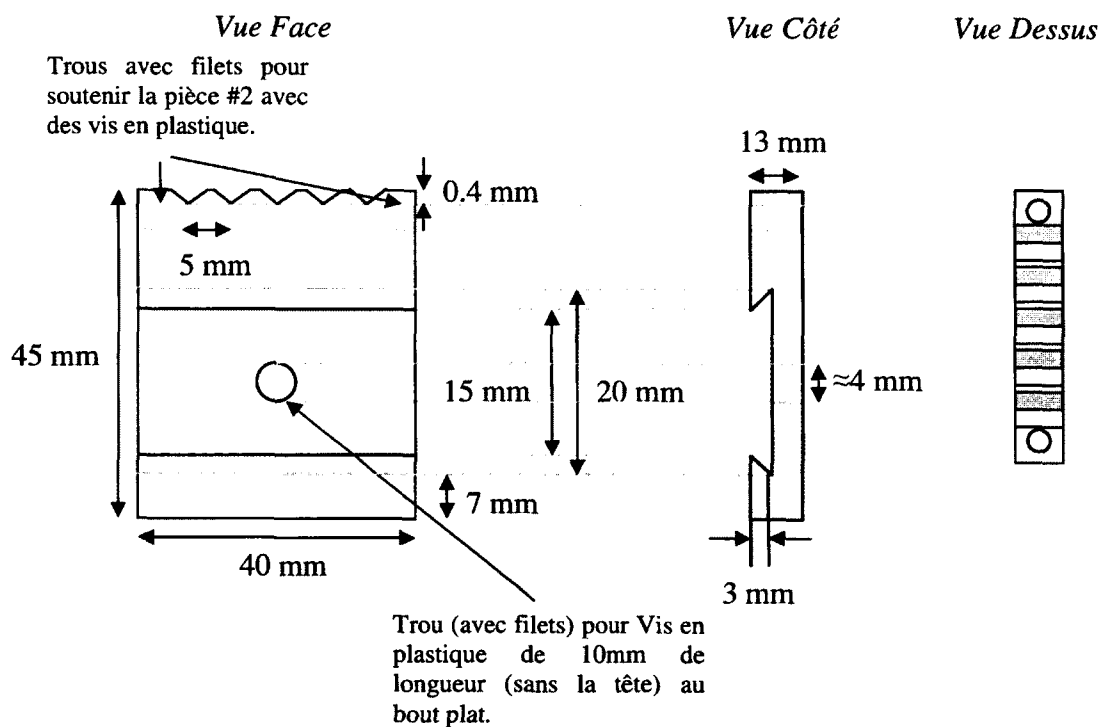


**Figure 52** Schéma du support à PSD pour la cuve Wellhofer avec 5 fibres insérées.



**Figure 53** Photo du support à PSD placé sur le « bras » de la cuve Wellhofer.



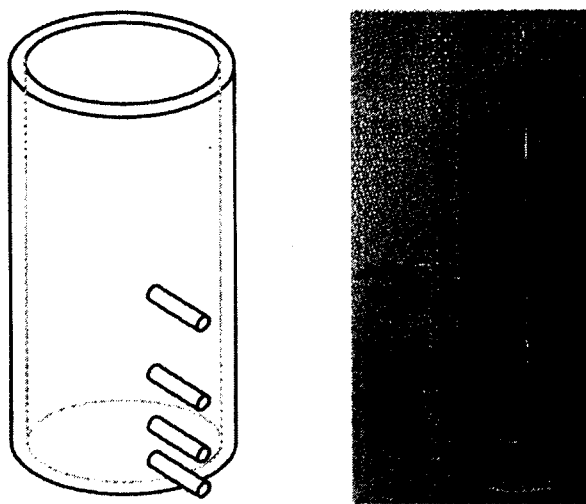
**Pièce #1****Pièce #2**

**Figure 54** Schémas et mesures des deux pièces formant le support à PSD de la cuve Wellhofer.

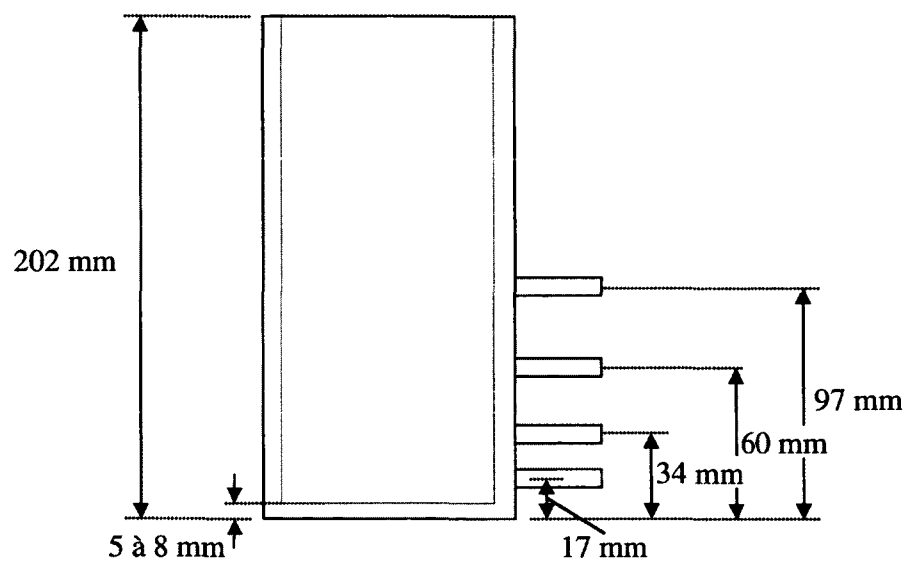
### Schémas du contenant (cylindre) pour le gel dosimétrique et les détecteurs plastiques à scintillation

Il s'agit d'un contenant cylindrique de verre (borosilicate) permettant de contenir le gel pour l'irradiation. Il comporte 4 tubes d'entrée d'environ 2 mm de diamètre intérieur au point le plus étranglé, parallèles et orientés vers l'axe central du cylindre permettant d'insérer des senseurs de température ou des détecteurs plastiques à scintillation. Il est important de noter que ce contenant a été fabriqué à la soufflerie. Le fond n'est donc pas parfaitement plat.

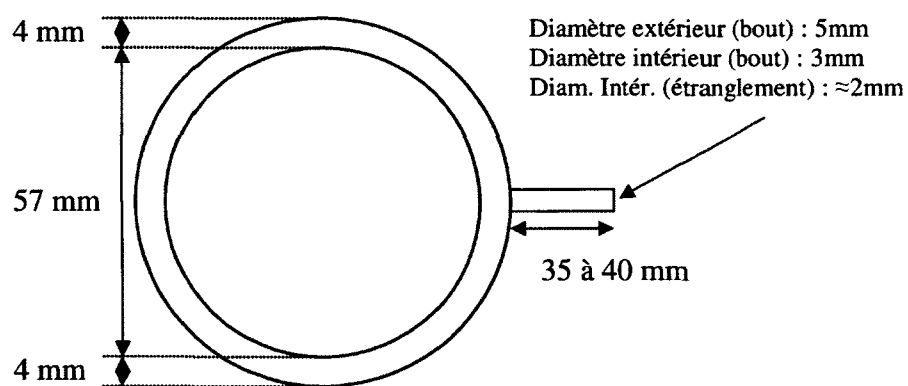
Pour fermer le contenant, un bouchon de caoutchouc est utilisé. (cf. Figure 58). Un bouchon a été spécifiquement modifié pour soutenir un film Gafchromic à l'intérieur du cylindre (cf. Figure 59). Des tuyaux de caoutchouc peuvent être insérés sur les ports d'entrée pour faciliter les remplissages. Les marques servent à placer le contenant de façon reproductible pour les irradiations les mesures à l'IRM.



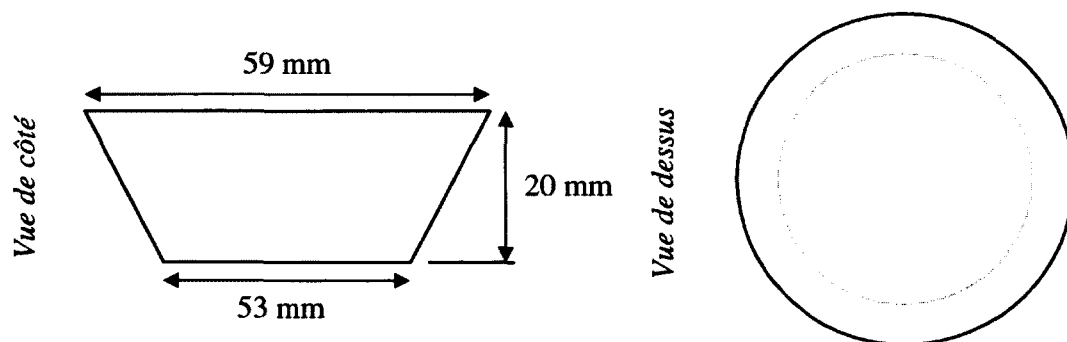
**Figure 55** Schéma et photo du cylindre de verre servant à contenir le gel.



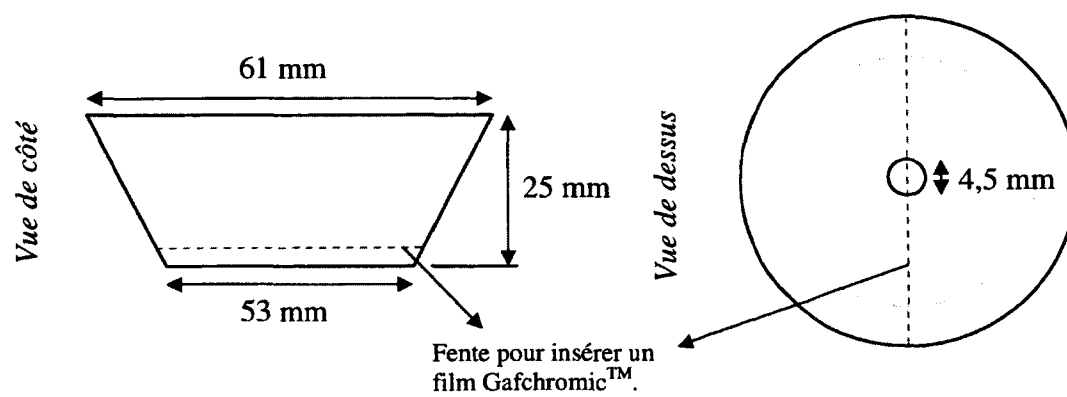
**Figure 56** Schéma de côté montrant le cylindre de verre servant à contenir le gel.



**Figure 57** Schéma de dessus montrant le cylindre de verre servant à contenir le gel.



**Figure 58** Schémas du bouchon #1 (en caoutchouc noir) servant à fermer le cylindre.



**Figure 59** Schémas du bouchon #2 (en caoutchouc noir) servant à soutenir un film GAFCHROMIC™ à l'intérieur du cylindre.

## **Annexe 2**

### **Protocoles**

## **Protocole de calibration des détecteurs plastiques à scintillation**

### **Montage**

- Caméra CCD Apogee U2000c avec lentille 8 mm (type c-mount).
- Boîtier pour les fibres et la caméra.
- 5 fibres ESKA<sup>TM</sup> Premier de  $\approx 13$  m couplés à des scintillateurs BCF-12 de  $\approx 2$  mm. Les fibres (et scintillateurs) sont peinturées en noir aux régions dénudées excepté pour environ 2 cm du bout où la lumière sera dirigée vers la caméra CCD.
- Linac Siemens Oncor Impression.
- Chambre à ionisation (NE 2571) et électromètre (Keithley 35040).
- Cuve Wellhöfer (avec contrôleur et ordinateur).
- Support à fibres pour cuve Wellhöfer.
- Eau solide.

### **Manipulations**

1. Brancher la caméra CCD avec suffisamment d'extension électrique pour ne pas à avoir à la débrancher une fois le refroidissement démarré.
2. Démarrer le refroidissement de la caméra CCD à  $-20^{\circ}\text{C}$ .
3. Installer la chambre à ionisation dans l'eau solide, DSP 100 cm, profondeur de 5 cm, centré à l'axe.
  - Une fois la chambre installée et branchée, appliquer un voltage  $-300\text{ V}$  sur la chambre.
4. Noter la pression et la température.
5. Mesures à la chambre à ionisation :
  - Réchauffer la chambre avec quelques irradiations.
  - Prescrire 200 UM, faisceau de 6 MV, DSP 100 cm, 5 cm de profondeur, champ  $10 \times 10\text{ cm}^2$ , collimateur à  $0^{\circ}$  et bras à  $0^{\circ}$ .
6. Vérifier le débit de l'appareil à partir de la moyenne d'au moins trois mesures.
7. Enlever la tension sur l'électromètre.
8. Ranger la chambre, l'électromètre et l'eau solide.
9. Installer la cuve d'eau Wellhöfer (mise à niveau, initialisation, etc.).

10. Installer la caméra juste de l'autre côté de la porte à l'intérieur de la salle.
  - Laisser un jeu d'au moins un mètre pour pouvoir enrouler les fibres dans le champ.
11. Installer les fibres sur le montage et dans la cuve.
12. Noter la position de chacun des scintillateurs pour réajuster la dose théorique déposée aux dosimètres.
13. Éteindre les lumières de la salle, les lasers et la lumière de champ pour éviter toute contamination lumineuse qui pourrait fausser les résultats.
14. Vérifier si la caméra est bien refroidie.
15. Vérifier si les fibres fonctionnent et estimer le temps d'intégration à utiliser (durée de l'irradiation) pour les mesures de calibration et pour les mesures du gel.
16. Déterminer la région sur la CCD où prendre les photos (selon la position des fibres).
17. Relier les numéros des fibres aux zones lumineuses de l'image.
18. Faire l'acquisition d'images noires (5) avec le même temps d'intégration que les images des mesures.
19. Mesures avec les fibres :
  - 6 MV, champ  $40 \times 40 \text{ cm}^2$  (ou le plus grand possible), DST 100 cm, 5 cm de profondeur, collimateur à  $0^\circ$  au Oncor (ou  $90^\circ$  au Synergy, bras à  $0^\circ$ ) avec les fibres enroulées à l'intérieur du champ pour produire un maximum de Cerenkov.
  - 6 MV, champ  $10 \times 10 \text{ cm}^2$ , DSP 100 cm, collimateur à  $0^\circ$  et bras à  $0^\circ$ .
  - Mesures à 5, 10 et 15 cm sous la surface de l'eau pour la calibration (5 cm) et la vérification de la calibration (10 et 15cm).
20. Sortir le support de la fibre de la boîte et les ranger dans le contenant prévu à cet effet.
21. Isoler la caméra de toute lumière.
22. Faire l'acquisition d'images noires (5) avec un temps d'intégration de 120 s pour trouver les pixels morts.
23. Effectuer la calibration avec le logiciel prévu à cet effet.

24. Vérifier la calibration avec les deux points mesurés à 10 et 15 cm de profondeur.
25. Recommencer la calibration en cas de non validité des mesures.
26. Ranger délicatement les fibres, vider la cuve et ranger le reste du matériel.



**Procédure de préparation des gels de polymères dans la boîte à gants.****Produits et proportions (en poids) :**

- Eau : 89%
- Gélatine : 5%
- Acrylamide (AA) : 3%
- N,N-méthylène-bis-acrylamide (BIS) : 3%

**Manipulations**

1. Avant de débiter, préparer le contenant.
  - Placer les tubes de caoutchouc sur les entrées du contenant et serrer chaque tube à l'aide d'une attache autobloquante (ou « tie-wrap ») pour éviter les fuites.
  - Nettoyer le tout à l'eau distillée.
  - Placer les fibres dans les tubes et les fixer aux tubes avec un papier collant pour qu'elles ne se déplacent pas durant les manipulations dans la boîte à gants.
2. Entrer le matériel dans la boîte à gant (purgée à l'azote; un milieu sans oxygène).
  - Pour le cylindre et les fibres, utiliser le plateau prévu à cet effet.
3. Mettre un bécher avec l'eau distillée sur la plaque chauffante avec un agitateur magnétique à l'intérieur.
  - L'eau distillée doit préalablement avoir été désoxygénée en faisant passer des bulles d'azote dans celle-ci pendant plusieurs minutes.
4. Incorporer la gélatine dans l'eau.
5. Brasser doucement pour éviter que l'air ne s'incorpore trop dans le mélange. Il ne doit pas y avoir création de bulles, aussi petites soient-elles.
6. Chauffer doucement jusqu'à 40 °C. Attendre que la solution devienne bien claire en maintenant température stable.
7. Incorporer les monomères (AA et BIS) en même temps.
  - Mettre AA par-dessus le BIS peut aider à le faire couler dans la solution.
8. Attendre la dissolution complète toujours en maintenant encore la température à température stable à 40°C.

9. Remplir des fioles de calibration et les fermer solidement.
10. Verser doucement le gel dans les contenants tout en évitant la formation de bulles.
  - Il faut maintenir les tuyaux surélevés pour éviter de perdre le gel.
  - Mettre le bouchon.
  - Pencher le contenant pour que les bulles (s'il y a) s'échappent par les tuyaux.
11. Emballer les fioles dans du papier d'aluminium pour les isoler complètement de la lumière.
12. Sortir le gel et les fioles de la boîte à gants.
13. Déposer les contenants et fioles dans l'eau pour stabiliser la température et pour diminuer les contaminations à l'oxygène.
  - Il faut pencher la bouteille pour que le bouchon soit vers le haut, de sorte que si des bulles se forment, elles monteront probablement vers le bouchon, diminuant leur impact.
14. Laisser reposer le gel (toujours dans l'eau) au réfrigérateur pour une période de quatre heures.
15. Transférer le gel dans de l'eau à la température pièce pendant quatre heures avant l'irradiation.

## **Protocole d'irradiation des gels**

### **Montage**

- Caméra CCD Apogee U2000c avec lentille 8mm (type c-mount).
- Boîte semi-blindée d'alignement pour les fibres et la caméra.
- 5 fibres ESKA<sup>TM</sup> Premier de  $\approx 13$ m couplés à des scintillateurs BCF-12 de  $\approx 2$ mm. Les fibres (et scintillateurs) sont peinturées en noir aux régions dénudées excepté pour environ 2 cm du bout où la lumière sera dirigée vers la caméra CCD.
- Linac Siemens Oncor Impression.
- Chambre à ionisation (NE 2571) et électromètre (Keithley 35040).
- Eau solide.
- Contenant et fioles de verres remplis de gels de polymère. (Les PSD sont plantées dans le gel du contenant).
- Cuve de plexiglas avec support pour les fioles.
- Petite cuve de plexiglas pour submerger le gel pour l'irradiation.
- Supports de plexiglas pour tenir le cylindre couché dans la cuve.

### **Manipulations**

1. Brancher la caméra CCD avec suffisamment d'extension électrique pour ne pas à avoir à la débrancher une fois le refroidissement démarré.
2. Démarrer le refroidissement de la caméra CCD à  $-20^{\circ}\text{C}$ .
3. Installer une chambre à ionisation dans l'eau solide, DSP 100 cm, profondeur de 5 cm, centré à l'axe.
  - Une fois la chambre installée et branchée, appliquer un voltage -300 V sur la chambre.
4. Noter la pression et la température.
5. Mesures à la chambre à ionisation :
  - Réchauffer la chambre avec quelques irradiations.
  - Prescrire 200 UM, faisceau de 6 MV, DSP 100 cm, 5 cm de profondeur, champ  $10 \times 10 \text{ cm}^2$ , collimateur à  $0^{\circ}$  et bras à  $0^{\circ}$ .

26. Ranger les gels dans la salle d'IRM afin que la température se stabilise à celle de pièce avant de se faire imager 24 heures plus tard.